

COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE EDAFOLOGIA

**RECUBRIMIENTO DE SEMILLAS DE MAÍZ (*Zea mays* L.)
CON AGENTES BIOQUÍMICOS Y SU EFECTO EN EL
DESARROLLO RADICAL**

MIGUEL PEÑA DATOLI

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2015

La presente tesis titulada: **Recubrimiento de semillas de maíz (*Zea mays* L.) con agentes bioquímicos y su efecto en el desarrollo radical**, realizada por el alumno: **Miguel Peña Datoli**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

EDAFOLOGÍA

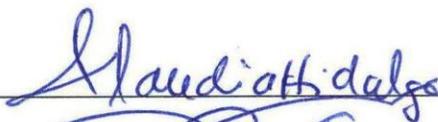
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



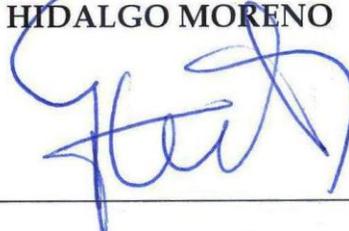
DR. JORGE D. ETCHEVERS BARRA

ASESOR:



DRA. CLAUDIA M. I. HIDALGO MORENO

ASESOR:



DR. E. GABRIEL ALCÁNTAR GONZÁLEZ

ASESOR:



DR. VÍCTOR A. GONZÁLEZ HERNÁNDEZ

Montecillo, Texcoco, México, 29 de junio de 2015

RESUMEN

RECUBRIMIENTO DE SEMILLAS DE MAÍZ (*Zea mays* L.) CON AGENTES BIOQUÍMICOS Y SU EFECTO EN EL DESARROLLO RADICAL

Miguel Peña Datoli, MC.

Colegio de Postgraduados, 2015

El tiempo entre la germinación de la semilla y una planta autótrofa, constituye una etapa crítica, ya que la plántula es susceptible a plagas, enfermedades, competencia con malezas y condiciones edafoclimáticas adversas, como el caso del maíz. La importancia de la parte radical de una planta es su función como anclaje, síntesis de reguladores de crecimiento, absorción de agua y nutrimentos, metabolismo de asimilados, y solubilización y almacenamiento de iones. El desarrollo del sistema radical en los primeros días de vida de la planta pudiera verse favorecido por ciertos tratamientos. Uno de ellos es el recubrimiento de semillas; una técnica que busca favorecer la germinación y la absorción de agua y nutrimentos, para asegurar un desarrollo óptimo de la planta. El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el efecto de quitosano, alginato de calcio, ácido salicílico y fertilizantes (N, P, K) en la germinación, desarrollo radical, y absorción de agua y nutrimentos, en dos variedades de maíz con desarrollo radical contrastante. Las semillas de maíz fueron recubiertas con los materiales mencionados mediante el método de gelificación iónica. El quitosano fue gelificado con hidróxido de sodio 0.5 N y el alginato de sodio, con cloruro de calcio 0.05 M. Las semillas fueron sembradas en tezontle (diámetro < 5 mm) y se regaron con solución nutritiva Steiner sin macronutrimentos en invernadero. La evaluación se realizó 30 y 50 días después de la siembra, midiendo cualidades físicas y nutrimentales de plántulas de maíz. El quitosano, al igual que los fertilizantes y ácido salicílico redujeron la mayoría de las variables medidas. El alginato de calcio no afectó la germinación y favoreció una mayor turgencia en la biomasa (50 DDS), y una mayor longitud radical (30DDS). La concentración nutrimental de las plantas de maíz fue inconsistente y no presentó un efecto claro de los recubrimientos.

Palabras clave: *Zea mays*, semillas, desarrollo radical, quitosano, alginato de calcio.

ABSTRACT

MAIZE (*Zea mays* L.) SEED COATING WITH BIOCHEMICAL AGENTS AND ITS EFFECT ON ROOT DEVELOPMENT

Miguel Peña Datoli, MC.

Postgraduates College, 2015

The time between seed germination and plant self-sufficiency is a critical stage. During this time, the seedling is susceptible to pests, diseases, competition with weeds and adverse edapho-climatic conditions. The importance of the underground part of the plant is its functions in anchoring the plant in the soil, synthesizing growth regulators, absorbing water and nutrient, metabolizing assimilates and solubilizing and storing ions. Development of the radical system in the first days of the plant's life can be favored by certain treatments. One of them is coating the seed, a technique that favors germination and water and nutrient absorption to assure optimal plant development. This study was conducted to assess the effect of chitosan, calcium alginate, salicylic acid and fertilizers (N,P,K) on germination, root development and water and nutrient absorption in two varieties of maize with contrasting root development. Maize seeds were coated with the above materials using the ionic gelation method. Chitosan was gelled with 0.5 N sodium hydroxide, and sodium alginate was gelled with 0.05 M calcium chloride. In a greenhouse, maize seeds were sown in volcanic sand (diameter < 5 mm) and watered with a Steiner nutritive solution without macronutrients. Physical and nutrimental qualities of the maize seedling were measured 30 and 50 days after sowing. Chitosan, like the fertilizers and salicylic acid, reduced most of the measured variables. Calcium alginate did not affect germination and favored greater turgidity of the biomass (50 days) and longer root length (30 days). Nutrient concentration in the maize plants was inconsistent and did not exhibit a clear effect of the coatings.

Key words: *Zea mays*, seeds, root development, chitosan, calcium alginate.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el financiamiento otorgado para realización de mis estudios de Maestría en Ciencias.

Al Colegio de Postgraduados por el Fideicomiso 167304 otorgado para la realización de mi proyecto de investigación.

Al Dr. Aquiles Carballo Carballo del Programa de Semillas del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo por otorgar las semillas de maíz evaluadas en esta investigación.

Al Dr. Jorge D. Etchevers Barra, Dra. Claudia M. I. Hidalgo Moreno y MC. Juliana Padilla Cuevas, por su apoyo y esmero para que pudiera terminar esta fase de mi desarrollo profesional.

Al Dr. Víctor A. González Hernández y Dr. E. Gabriel Alcántar González, por su colaboración y valiosas sugerencias para el mejoramiento de este trabajo de investigación.

A todos los profesores y técnicos del Posgrado en Edafología y Posgrado en Genética, que hicieron posible terminar mis estudios y que contribuyeron en mi formación profesional.

A todos mis amigos, que por razones de espacio no menciono, ya que no alcanzaría a dar gracias a cada uno, pero que saben que los aprecio mucho y que este espacio es para ellos. Gracias por su confianza, consejos, apoyo y amistad en esta grata experiencia.

Sinceramente
Miguel Peña Datoli

DEDICATORIA

A DIOS, por sus inagotables bendiciones.

A mis padres Rigoberto Peña Cárdenas y Guadalupe Datoli Cortez, por su valioso ejemplo, apoyo y consejos, por ser el motivo de mis éxitos.

A mi hermano Alberto Zenón, por su apoyo incondicional, por sus consejos, por ser un ejemplo de superación incansable.

A mis hermanos Aurelio y Vicente, y mi sobrina Maricarmen, por su apoyo y grata compañía en esta travesía.

A todos aquellos que han sido parte de esta historia, tanto en mi vida personal como profesional.

Sinceramente
Miguel Peña Datoli

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	iii
LISTA DE CUADROS.....	ix
LISTA DE FIGURAS	xii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 La agricultura frente al cambio climático	3
2.2 El cultivo de maíz.....	7
2.2.1 Importancia.....	8
2.2.2 Requerimientos hídricos y nutrimentales.....	11
2.2.3 Germinación	13
2.2.4 Sistema radical	14
2.3 Tratamiento de semillas	15
2.3.1 Antecedentes	16
2.3.2 Clasificación.....	17
2.3.3 Materiales de recubrimiento	19
2.4 Técnicas de recubrimiento	23
III. OBJETIVO	28
IV. HIPÓTESIS.....	28
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	29
5.1 Cinética del consumo de reservas de semillas de maíz.....	29
5.2 Selección de variedades de maíz	30
5.3 Selección de técnica y materiales de recubrimiento.....	32
5.4 Evaluación de los recubrimientos.....	32
VI. RESULTADOS.....	37
6.1 Cinética del consumo de reservas de la semilla de maíz	37
6.2 Selección de variedades de maíz	40

6.3 Ensayos con los materiales y técnicas de recubrimiento	41
6.3.1 Solubilización de los polímeros y fertilizantes.....	42
6.3.2 Evaluación y selección de la técnica de recubrimiento	47
6.3.3 Preparación de los recubrimientos	52
6.4 Evaluación de los recubrimientos.....	54
6.4.1 Ensayo 1. Evaluación previa de recubrimientos	54
6.4.2 Ensayo 2. Evaluación final de recubrimientos.	61
VII. DISCUSIÓN	82
VIII. CONCLUSIONES.....	86
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	88
X. ANEXOS	95

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Principales países productores de maíz en el año 2014/2015.....	8
Cuadro 2. Proyecciones USDA Abril 2015.....	8
Cuadro 3. Principales países importadores de maíz en 2014/2015.....	9
Cuadro 4. Producción de maíz en México en el año 2013.....	9
Cuadro 5. Producción de maíz de riego y temporal en México en el año 2013.....	11
Cuadro 6. Demanda nutrimental por fase fenológica para el cultivo de maíz, en kg ha ⁻¹	13
Cuadro 7. Programa de riego de maíz por fase fenológica.....	13
Cuadro 8. Agentes de recubrimiento empleados en la encapsulación.....	20
Cuadro 9. Origen de las variedades de maíz evaluadas.....	31
Cuadro 10. Descripción de los tratamientos finales de la fase de evaluación de recubrimientos.....	33
Cuadro 11. Micronutrientes utilizados para preparar la solución de Steiner.....	34
Cuadro 12. Fertilizantes utilizados para la elaboración de la solución nutritiva de Steiner sin macronutrientes.....	35
Cuadro 13. Medias y desviaciones estándar de materia fresca y seca de semillas, así como de la biomasa aérea, en plantas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero.....	37
Cuadro 14. Medias y desviaciones estándar de altura de planta, área foliar, y biomasa y longitud radical, en plantas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero.....	37
Cuadro 15. Porcentaje de germinación y tasas de emergencia de plantas de maíz registradas durante 20 días después de la siembra en ocho variedades de maíz crecidas en condiciones de invernadero.....	40
Cuadro 16. Tamaños promedio de plantas de ocho variedades de maíz, a los 20 días después de la siembra en condiciones de invernadero.....	41
Cuadro 17. Demanda nutrimental por fase fenológica para el cultivo de maíz.....	44
Cuadro 18. Cantidad de fertilizante por suspensión evaluada en la fase de solubilización de polímeros.....	45
Cuadro 19. Descripción de las suspensiones finales evaluadas en la investigación.....	53
Cuadro 20. Germinación de semillas de maíz por tratamiento.....	55

Cuadro 21. Medias y desviaciones estándar de las variables medidas en plantas de maíz (30DDS).....	56
Cuadro 22. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS).....	57
Cuadro 23. Prueba de medias del factor Variedad.....	58
Cuadro 24. Prueba de medias del factor Dosis de fertilización.....	58
Cuadro 25. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros.....	59
Cuadro 26. Prueba de medias de la interacción entre los polímeros y las dosis de fertilización.....	60
Cuadro 27. Descripción de los tratamientos de la fase final.....	62
Cuadro 28. Medias y desviaciones estándar de la longitud radical de plantas de maíz con 30 días de desarrollo.....	65
Cuadro 29. Medias y desviaciones estándar de la concentración de nutrimentos en la parte aérea y raíz de plantas de maíz (30 DDS).....	65
Cuadro 30. Media y desviación estándar de las variables medidas en plantas de maíz (30 DDS).....	67
Cuadro 31. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS).....	68
Cuadro 32. Significancia estadística de los factores e interacciones en los datos de concentración nutrimental en plantas de maíz (30 DDS).....	69
Cuadro 33. Prueba de medias del factor Variedad.....	69
Cuadro 34. Prueba de medias del factor Dosis de fertilización.....	70
Cuadro 35. Prueba de medias de los tratamientos finales en plantas de maíz (30DDS).....	72
Cuadro 36. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros.....	73
Cuadro 37. Prueba de medias del factor Variedad.....	73
Cuadro 38. Prueba de medias del factor Polímero.....	74
Cuadro 39. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros.....	74
Cuadro 40. Medias y desviaciones estándar de las variables medidas en plantas de maíz (50DDS).....	76
Cuadro 41. Medias y desviaciones estándar de los tratamientos de recubrimiento de semillas de maíz, en la concentración de nutrimentos en la parte aérea y raíz de plantas de 50 días de edad.....	77

Cuadro 42. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (50DDS).....	78
Cuadro 43. Significancia estadística de los factores e interacciones en los datos de concentración nutrimental en plantas de maíz (50DDS).....	78
Cuadro 44. Prueba de medias del factor Variedad.....	79
Cuadro 45. Prueba de medias del factor Polímero.....	79
Cuadro 46. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros.....	80
Cuadro 47. Prueba de medias de la interacción entre las variedades, los polímeros y las dosis de fertilización.....	80
Cuadro 48. Prueba de medias del factor Variedad.....	81
Cuadro 49. Prueba de medias del factor Polímero.....	81
Cuadro 50. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros.....	82

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Siniestralidad histórica de la agricultura de riego y temporal, en los años agrícolas de 1980-2011.....	5
Figura 2. Promedio nacional de rendimientos agrícolas de maíz grano, trigo, frijol y ajonjolí, en riego y temporal 1980-2011, ciclo primavera verano.....	6
Figura 3. Superficie sembrada de maíz por tipo de cultivo en México en el año 2013.....	10
Figura 4. Superficie sembrada de maíz en México por modalidad en el año 2013.....	10
Figura 5. Monómeros del alginato (Bloque M y G).....	21
Figura 6. Relación estructural entre la quitina, el quitosano y el quitano.....	23
Figura 7. Proceso de gelificación iónica con alginato de sodio.....	28
Figura 8. Relación entre el consumo de las reservas de las semillas de maíz y el crecimiento de la parte aérea y raíz del eje embrionario.....	38
Figura 9. Consumo de las reservas de las semillas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero.....	39
Figura 10. Cinética de crecimiento de plántulas de maíz, en días después de la siembra.....	39
Figura 11. Solubilización de quitosano en ácido acético al 2% (v/v).....	44
Figura 12. Solubilidad de los fertilizantes y quitosano.....	46
Figura 13. A) Semillas de maíz sin recubrir, y B) semillas recubiertas con quitosano al 3%.....	50
Figura 14. A) Semillas de maíz sin recubrir; B) Gelificación de alginato de sodio en cloruro de calcio 0.05M; C) Semillas de maíz recubiertas con alginato de calcio.....	52
Figura 15. Preparación de las suspensiones finales para recubrir las semillas de maíz (ejemplo con quitosano).....	53
Figura 16. Separación de medias de la biomasa seca producida según la interacción entre las variedades y los polímeros con la prueba LSD.....	59
Figura 17. Separación de medias de la materia fresca de parte aérea según la interacción entre los polímeros y las dosis de fertilización con la prueba LSD ($\alpha=0.1$).....	60
Figura 18. Suspensiones y recubrimientos finales.....	62
Figura 19. Semillas recubiertas de la evaluación final de la investigación.....	63

Figura 20. Porcentaje de germinación de los diferentes tratamientos establecidos en invernadero.....	64
Figura 21. Valores de la media de los tratamientos, según el polímero utilizado como recubrimiento.....	70
Figura 22. Separación de medias de la materia seca y longitud radical según el factor dosis de fertilización con la prueba LSD ($\alpha=0.05$).....	71

I. INTRODUCCIÓN

Los factores de estrés, bióticos y abióticos, inciden de manera directa e indirecta en el rendimiento de los cultivos. En la mayoría de las especies cultivadas, el estrés más importante es el causado por las malezas, las cuales invaden parcelas y reducen su rendimiento. En el cultivo de maíz, las malezas compiten por agua, nutrientes del suelo y luz solar, principalmente en las fases iniciales del cultivo, cuando la plántula de maíz se muestra más sensible a esta competencia, debido a su reducido sistema radicular y escasa área foliar. La resistencia de las malezas a la aplicación de herbicidas, derivado de la aplicación excesiva de productos químicos, se ha constituido en un problema por la contaminación de suelo, ríos y acuíferos (Costar *et al.*, 2013).

Las reservas de las semillas en etapas iniciales de los cultivos aportan los nutrientes necesarios para el crecimiento y desarrollo inicial de los diferentes tejidos y órganos de las plantas. Sin embargo, estas reservas dependen de varios factores de producción de semillas como: clima, manejo, variedad, etc., las cuales producirán tipos y cantidades de reservas diferentes. Las reservas de la semilla se utilizan en la producción de raíces, tallos y hojas, desde la germinación hasta que estas se agoten y la planta sea autótrofa.

La relación entre la distribución de las raíces en el suelo y el rendimiento de los cultivos, en diversas condiciones y épocas de muestreo, ha sido uno de los temas principales de las investigaciones agronómicas por muchos años. Estas investigaciones han aportado conocimientos sobre las condiciones edáficas que estimulan un óptimo crecimiento de la raíz. Al minimizar el estrés de las plantas, éstas incrementaran su crecimiento y desarrollo, u obtienen una mayor producción (Brown y Scott, 1984). Autores como Costar *et al.* (2013), han concluido que un mejor vigor temprano de las plántulas de maíz conlleva a un establecimiento más rápido del cultivo y mejores posibilidades frente al estrés provocado por la competencia con malezas. Así, el vigor temprano en el maíz implica una tasa de crecimiento relativamente mayor, lo que mejora la capacidad de la planta para competir por luz, nutrientes y agua.

El uso de semillas de alta calidad fisiológica es una de las mejores prácticas para la obtención de los máximos rendimientos de los cultivos. El recubrimiento de semillas es una técnica mediante la cual estas estructuras vegetales son recubiertas con ciertas sustancias que modifican su tamaño, peso y forma, con el fin de mejorar su respuesta a determinadas condiciones ambientales, de siembra y manipulación. Por lo tanto, el recubrimiento de semillas surge como una respuesta a los bajos porcentajes de germinación de algunas especies vegetales, inducidos por condiciones adversas a este proceso (Giménez *et al.*, 1992; López, 2010).

Las semillas recubiertas tienen más probabilidades de conseguir un alto rendimiento cuando están expuestas a diferentes condiciones ambientales, porque logran un alto porcentaje y tasa de emergencia, buen establecimiento del cultivo, buen desarrollo inicial de plántula y rendimiento final (Tillmann y Miranda, 2006).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 La agricultura frente al cambio climático

El cambio climático, la sobreexplotación de recursos naturales, la seguridad alimentaria, el nivel y la calidad de la educación, así como el déficit de infraestructura, son algunos de los desafíos que México ha enfrentado en las últimas décadas y enfrentará de manera más contundente en el futuro. En la presentación del marco de políticas de adaptación a mediano plazo, durante la 16ª edición de la Conferencia de las Partes de la Convención Marco de las Naciones Unidas sobre el Cambio Climático (CMNUCC), realizada en 2010 en Cancún, México, quedó de manifiesto la necesidad que tienen los países de adaptarse a los impactos previsibles de la variabilidad y el cambio climático (CICC, 2010).

Los recursos naturales, se encuentran gravemente afectados por las actividades humanas, en particular por el cambio de uso del suelo (agricultura intensiva, ganadería), la degradación de cuencas (Cotler, 2010), la destrucción de manglares, la pérdida de biodiversidad (CONABIO, 2008) y la contaminación ambiental. Esta alteración del ambiente, prevé una situación con menos disponibilidad de agua, que afecta de manera importante las diversas actividades económicas del país (agricultura, comercio, industria).

A nivel nacional, se proyecta una reducción del 10% anual en la disponibilidad de agua bajo un escenario de cambio climático al 2030, respecto de 2000. El país presenta un desequilibrio entre disponibilidad hídrica y demanda, y en un par de décadas 55% del territorio nacional presentará niveles muy altos de desabasto de agua para la población y sus actividades (agrícolas, ganaderas, industriales, etc.). De acuerdo con CONAGUA (2011), 76.8% del agua total se usa para actividades agrícolas, 13.9% se destina al abastecimiento público, 5.4% a termoeléctricas y 3.8% a la industria autoabastecida.

La agricultura depende esencialmente de factores climáticos como la radiación solar, la lluvia y la temperatura, entre otros. Algunos de los efectos directos del cambio climático en la agricultura podrían presentarse de manera diferenciada en algunas regiones, de acuerdo a sus condiciones particulares como: cambios en el desarrollo y productividad de los cultivos, por afectaciones en los ciclos fenológicos; reducción en la superficie cultivable y en los rendimientos generados en zonas de temporal, debido al aumento en la duración e intensidad de la sequía. La producción se verá disminuida por una menor disponibilidad de agua en los distritos de riego, reducción en la precipitación y aumento en la temperatura. Estas situaciones inducidas por el cambio climático afectarían la extensión y la productividad de la agricultura de temporal y de irrigación en todo el mundo; de ahí que las estrategias para enfrentar este fenómeno se centran en los procesos de adaptación que permitan minimizar el riesgo de la producción mundial de alimentos (ASERCA, 2012).

La agricultura de temporal o secano es la más importante en términos de productores y superficie que la agricultura comercial, pues ocupa 75% de la superficie cultivada anualmente. Existe la preocupación de que el crecimiento de la producción agrícola se vea amenazado por la intensificación del cambio climático y por un aumento en la variabilidad climática como el mostrado en 2011, uno de los años de mayor siniestralidad agrícola de las últimas tres décadas (Figura 1). No existen disponibles datos más recientes, pero cabe recordar que el año más caliente de las últimas décadas fue el 2014, lo que sin duda agudizó el problema.

Las estrategias para enfrentar el cambio climático en el ámbito agronómico se han enfocado a facilitarles a los productores el acceso a tecnologías modernas, uso de prácticas agronómicas sustentables y de herramientas científicas avanzadas que coadyuven en el objetivo de alcanzar la suficiencia alimentaria (INE, 2012). El uso de variedades agrícolas de ciclo más largo (caso maíz), el cambio de cultivos o uso variedades mejoradas (variedades resistentes a sequía, plagas y enfermedades, heladas, acame, contaminantes, humedad excesiva, variedades con mayor potencial productivo,

entre otras), incremento de la eficiencia en la aplicación de fertilizantes y absorción de nutrimentos por los cultivos (dosificación, manejo, calidades, etc.), manejo adecuado de factores de la producción (fertilizantes, suelo, agua, luminosidad, variedades mejoradas), uso de sistemas de producción más eficientes o con menor impacto en el ambiente (agroforestería, agricultura orgánica, agricultura de conservación, agricultura de precisión, etc.) y uso de nuevas tecnologías (agricultura protegida, sistemas de riego de precisión, fertirrigación, hidroponía, acondicionamiento de semillas, etc.), también han contribuido en esta ardua labor (INE-SEMARNAT, 2009).

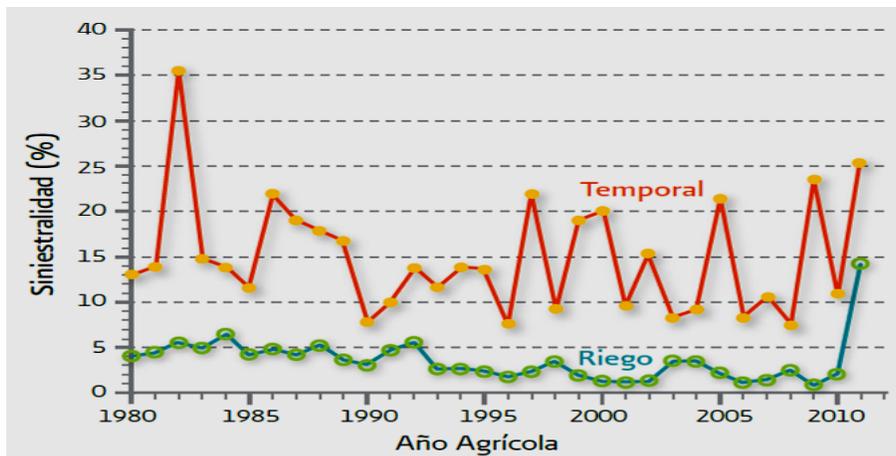


Figura 1. Siniestralidad histórica de la agricultura de riego y temporal, en los años agrícolas de 1980-2011 (SIAP-SAGARPA, 2013).

Las proyecciones de rendimiento para algunos cultivos básicos y frutales ante estos escenarios del cambio climático en el país, indican que el aumento de temperatura y los cambios en la variabilidad de la precipitación producirán una disminución paulatina de las áreas con alto potencial para maíz, frijol, aguacate y café (INE, 2009). En términos generales, la producción de granos básicos (maíz, frijol y sorgo) a nivel nacional logra satisfacer únicamente 65% de la demanda. Esto se debe, principalmente a: baja eficiencia de absorción de agua y nutrimentos, uso de variedades de bajo rendimiento, inadecuado manejo de la fertilidad del suelo, condiciones climáticas adversas (sequía) y la apertura de tierras no aptas para esta actividad, lo que tiene como consecuencia erosión, deforestación y contaminación del suelo y el agua. Los rendimientos de

cultivos bajo riego siempre han sido mayores que los cultivos en temporal (Figura 2), sin embargo, la mayor parte de la superficie sembrada en México (aprox. 75%) es de temporal (CONABIO, 2008).

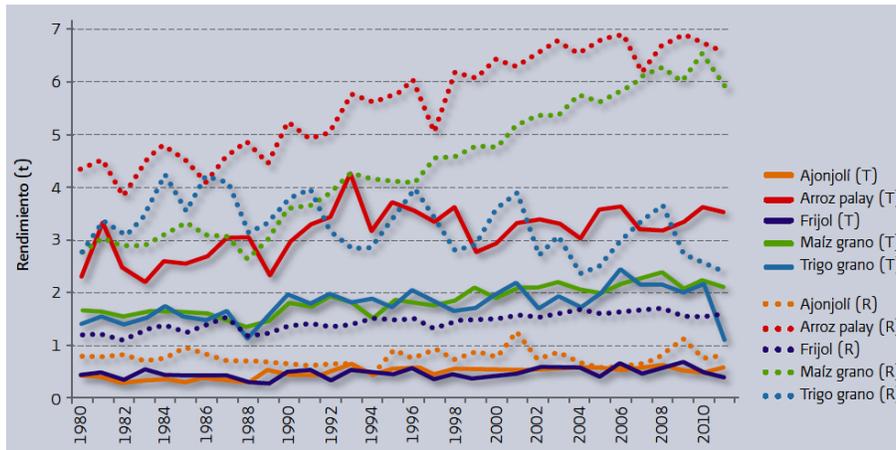


Figura 2. Promedio nacional de rendimientos agrícolas de maíz grano, trigo, frijol y ajonjolí, en riego y temporal 1980-2011, ciclo primavera verano (SIACON-SAGARPA, 2012).

En recientes estudios del INE (2012) se encontró que un incremento en la temperatura ambiental podría intensificar el desarrollo del cultivo del maíz, debido a una mayor tasa de acumulación de calor. Lo anterior favorecería la reducción del ciclo fenológico, aunque asociada con un decremento potencial en la producción al contar con menos tiempo disponible para absorción de nutrientes, para la intercepción de energía solar y para las actividades metabólicas. Dicha situación podría presentarse para el cultivo de maíz en las fases críticas del cultivo, como la floración, la formación o el llenado del grano, en caso de que los incrementos de temperatura coincidan con alguna de éstas.

En el sur y suroeste de El Bajío la agricultura de temporal, principalmente de maíz, se da en regiones donde las probabilidades de satisfacer un mínimo de lluvias estacionales son medias y altas. En la parte centro, aunque existen altas probabilidades de que no se satisfagan los requerimientos hídricos mínimos para el cultivo, se produce maíz de temporal (Landa *et al.*, 2008). El coeficiente de cultivo (K_c), que incorpora las características del cultivo y los efectos promedio de la evaporación en el suelo,

constituye una herramienta para la planificación y la programación de calendarios básicos de riego. Los cambios en los valores del Kc del maíz, ante actuales escenarios climáticos, representan un probable desfase con respecto del cambio de los periodos de máxima demanda hídrica del maíz, como producto del acortamiento en la duración del ciclo fenológico del maíz (Ojeda *et al.*, 2006).

2.2 El cultivo de maíz

El maíz, especie originaria de América cuyo centro original de domesticación fue Mesoamérica (Ribeiro, 2004), pertenece al reino *Plantae*, clase *Angiosperma*, subclase *Monocotiledoneae*, orden *cereales*, familia *Gramineae* y su nombre científico es *Zea mays* L. El nombre de maíz proviene de “mahís”, palabra en taíno, idioma perteneciente de algunos poblados en Cuba (pudiera ser de otras islas caribeñas). En México, los mayas llamaron al maíz “x-im” o “xiim”, y a las mazorcas “naal”; mientras que los nahuas llamaron “centli” a la mazorca y “tlaolli” al grano (Asturias, 2004). El maíz se extendió por todo el mundo, debido a su porte robusto de fácil desarrollo y de producción anual. Actualmente, se acepta la hipótesis que el maíz se originó a partir del teocintle anual raza Balsas (*Zea mays spp parviglumis*), proveniente de la parte central en la región Balsas del estado de Guerrero en México. El teocintle es un pasto o gramínea que se originó entre Nicaragua y Guatemala, el cual fue dispersado por la cuenca del Pacífico hasta el norte de México (Miranda, 2005).

El maíz prefiere ambientes con temperaturas mayores de 20°C, y lluvias entre 600 y 1000 mm por año. Sin embargo, existen especies que se han adaptado a condiciones con rangos mayores y menores a los mencionados. Diferentes especies vegetales han logrado adaptarse a estos cambios ambientales, como Everta, Tunicata, Indurata, Indentata, Amylacea y Saccharata (SIAP, 2006).

2.2.1 Importancia

A nivel mundial, los principales países productores de maíz en el año 2014/2015 fueron: Estados Unidos, China, Brasil, Unión Europea y Ucrania (Cuadro 1). El Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA) estima que la producción mundial de maíz 2015/2016 será de 989.83 millones de toneladas. En 2014/2015 la producción mundial de maíz fue de 996.12 millones de toneladas. Los 989.83 millones de toneladas estimados este año podrían significar una disminución de 6.29 millones de toneladas (Cuadro 2) (ASERCA, 2015).

Cuadro 1. Principales países productores de maíz en el año 2014/2015 (ASERCA, 2015).

PAÍS	VOLUMEN DE PRODUCCIÓN (miles de toneladas)
Estados Unidos	361,091
China	215,500
Brasil	75,000
Unión Europea	74,160
Ucrania	28,450

El consumo mundial para el año 2014/2015 se proyecta en 974.31 millones de toneladas, 21.02 millones más que el año 2013/2014. Los inventarios mundiales finales para 2014/2015 se estimaron mayores en 17.62 millones de toneladas que para 2013/2014 (Cuadro 2) (ASERCA, 2015).

Cuadro 2. Proyecciones USDA Abril 2015 (ASERCA, 2015).

CONCEPTO	2013/2014	2014/2015
	(Millones de toneladas)	
Inventarios iniciales	136.43	170.84
Producción	988.70	991.92
Importaciones	122.12	114.62
Oferta	1,246.25	1,277.38
Demanda	953.29	974.31
Exportaciones	130.61	117.69
Inventarios finales	170.84	188.46

México es el mercado más grande de maíz en el mundo, pues consume 11% de la producción mundial. Cada mexicano utiliza en promedio 123 kg de maíz, cifra muy superior al promedio mundial (16.8 kg *per capita*) (ASERCA, 2013). En el año 2014/2015 las importaciones de maíz en México fueron de 10 millones de toneladas, que ubica al país en el segundo lugar como importador a nivel mundial (Cuadro 3).

Cuadro 3. Principales países importadores de maíz en 2014/2015 (ASERCA, 2015).

PAÍS	VOLUMEN DE IMPORTACIÓN (miles de toneladas)
Japón	15,400
México	10,000
Corea del Sur	9,600
Egipto	8,000
Unión Europea	7,500

El cultivo de maíz en México durante el 2013 ocupó 36.45 % de la superficie total sembrada (Cuadro 4) y su principal uso fue para grano con aproximadamente 93% de la superficie destinada para este cereal (Figura 3). La producción total de maíz fue de 35.3 millones de toneladas, que representó 21.15% del valor total de producción del sector agrícola (SIAP-SAGARPA, 2015).

Cuadro 4. Producción de maíz en México en el año 2013 (SIAP-SAGARPA, 2015).

CULTIVO	SUPERFICIE (ha)		VOLUMEN DE PRODUCCIÓN	VALOR DE PRODUCCIÓN
	Sembrada	Cosechada	(Toneladas)	(Miles de Pesos)
Maíz forrajero	566,304.53	561,455.23	12,614,755.87	7,066,796.31
Maíz grano	7,487,399.02	7,095,629.69	22,663,953.35	76,281,605.08
Maíz grano semilla	6,509.99	6,484.99	44,332.94	287,508.97
Maíz palomero	576.00	576.00	2,230.59	15,749.45
Total	8,060,789.54	7,664,145.91	35,325,272.75	83,651,659.81
Nacional	22,113,662.82	20,710,981.57		395,508,061.20

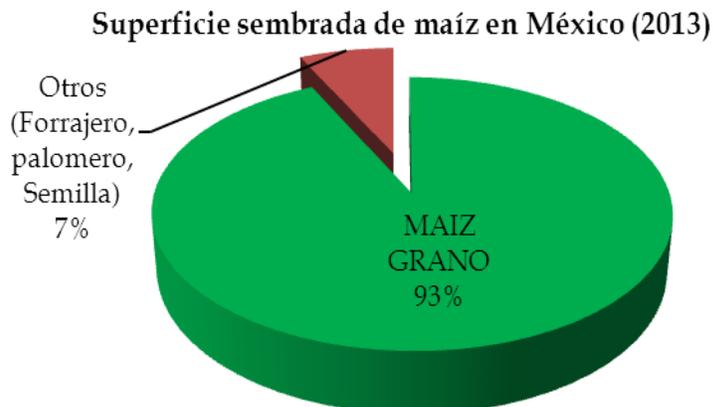


Figura 3. Superficie sembrada de maíz por tipo de cultivo en México en el año 2013 (Elaboracion propia con datos de SIAP).

La superficie sembrada de maíz bajo la modalidad de temporal fue cuatro veces mayor que la superficie bajo riego (Figura 4). Sin embargo, el valor de la producción no fue tan diferente entre las modalidades, al ocupar 42% de este valor para la modalidad de riego y 58% para la modalidad de temporal (Cuadro 5).

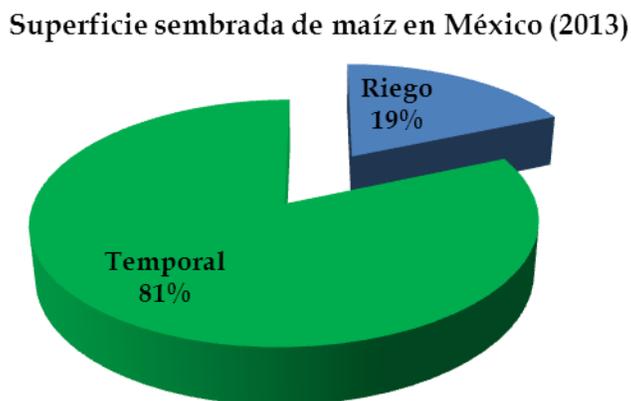


Figura 4. Superficie sembrada de maíz en México por modalidad en el año 2013 (Elaboracion propia con datos de SIAP).

Cuadro 5. Producción de maíz de riego y temporal en México en el año 2013 (SIAP-SAGARPA, 2015).

MAÍZ	SUPERFICIE (ha)		VOLUMEN DE PRODUCCIÓN	VALOR DE PRODUCCIÓN
	Sembrada	Cosechada	(Toneladas)	(Miles de Pesos)
Riego	1,492,600.24 (19%)	1,398,197.85 (18%)	15,704,709.68 (44%)	34,973,559.07 (42%)
Temporal	6,568,189.30 (81%)	6,265,948.06 (82%)	19,620,563.07 (56%)	48,678,100.74 (58%)

2.2.2 Requerimientos hídricos y nutrimentales

El ambiente nutrimental ideal para el crecimiento óptimo del cultivo de maíz depende de varios factores que se relacionan con los componentes del sistema: la planta, el clima, el suelo y el manejo. La planta de maíz tiene un conjunto de genes que determinan su potencial de producción, el cual se expresa en condiciones ideales que no existen en la naturaleza, por lo que este potencial de producción depende de las restricciones edafoclimáticas del agrosistema y se le denomina rendimiento máximo posible. Los principales factores edafoclimáticos que influyen en el crecimiento de la planta son: la radiación solar, la concentración de CO₂, la temperatura, el periodo libre de heladas, el viento, el granizo y la precipitación, en el caso del clima; y poca profundidad o presencia de pie de arado, escaso espacio poroso, capacidad de almacenamiento y abastecimiento de agua, densidad aparente, contenido de materia orgánica y arcilla, en el suelo. Por lo tanto, si se dan las condiciones adecuadas de clima y suelo, el cultivo podrá alcanzar los rendimientos máximos posibles que el agrosistema le permita (Etchevers, 2008).

Los nutrientes que aporta el suelo ingresan a la planta a través del sistema radical, aunque en casos excepcionales (fertilización foliar) puede ser absorbidos por las hojas. Para que se dé el ingreso de nutrientes desde el suelo a la planta de maíz, ésta debe presentar un sistema radical específico que le permita explorar el suelo según lo requiera la planta. La absorción de nutrientes desde el suelo por la planta depende de: un espacio poroso adecuado (poros que puedan ser penetrados por las raíces),

presencia de agua que forme la solución del suelo, cantidad suficiente de reservas de nutrientes y un sistema radical sano en la planta. La eficiencia de absorción de nutrimentos, que es la proporción de nutrimento absorbido por la planta, depende de varios factores, entre ellos el volumen del sistema radical de la planta, la forma química y física del fertilizante aplicado, y de las reacciones ocurridas en el suelo (Etchevers, 2008).

Cuando las necesidades de un cultivo (nutrimentales y otras) son satisfechas, la concentración de los nutrimentos en toda la planta alcanzan ciertos niveles que varían con la edad y tipo de planta. La concentración de algunos nutrimentos disminuyen en el tejido (materia seca) a medida que la planta crece (N, P, K, Mg), mientras que otros aumentan (Ca, Mn). La concentración de cualquier nutrimento, referida a toda la biomasa aérea de la planta cuando alcanza la máxima acumulación posible (restringida por factores naturales del agrosistema), se le llama óptimo fisiológico. Un concepto cercano al óptimo fisiológico es el requerimiento interno, el cual corresponde a una concentración ligeramente inferior a éste (90% del óptimo fisiológico) y se mide considerando toda la biomasa aérea al momento de la máxima acumulación de biomasa de la planta (Etchevers, 2008).

El requerimiento interno de N, P, K en la biomasa aérea total de plantas de maíz que han alcanzado la máxima producción se ha estimado en 1.0, 0.17 y 1.0% (Rodríguez, 1993). Cuando la concentración de cualquier factor de crecimiento requerido por la planta es inferior o superior al nivel de suficiencia, o la relación de nutrimentos esenciales no es la adecuada, se presentan trastornos nutrimentales o de desarrollo que resultan en la disminución del rendimiento final (Etchevers, 2008).

En cuanto a los requerimientos hídricos mínimos del maíz durante su ciclo son de 500 mm, con niveles óptimos alrededor de 800 mm. Los requerimientos de agua y nutrimentos del cultivo de maíz con base a su contenido en planta para México, se

presentan en los Cuadros 6 y 7. Estas cantidades se han establecido considerando una densidad de 65 000 plantas por hectárea (Ruiz, 2008).

Cuadro 6. Demanda nutrimental por fase fenológica para el cultivo de maíz, en kg ha⁻¹ (Ruíz, 2008).

Fase fenológica	Periodo (días)	N	P ₂ O ₅	K ₂ O
Emergencia de plántula	0-10	20	5	10
Desarrollo vegetativo	11-71	80	30	40
Madurez fisiológica y llenado de mazorca	72-132	15	5	10
Madurez de mazorca	133-180	5	0	0
Total	180	120	40	60

Cuadro 7. Programa de riego de maíz por fase fenológica (Ruíz, 2008).

Fase fenológica	Periodo (días)	Volumen de riego/día (m ³ ha ⁻¹)
Emergencia de plántula	0-10	36
Desarrollo vegetativo	11-71	133
Madurez fisiológica y llenado de mazorca	72-132	122
Madurez de mazorca	133-80	70

2.2.3 Germinación

Las semillas son la unidad reproductiva de las plantas vasculares superiores, las cuales son formadas a partir del óvulo vegetal después de la fertilización en plantas angiospermas y gimnospermas (Camacho, 1994). La semilla consta esencialmente de un embrión (formado por un eje embrionario y uno, dos o varios cotiledones), una provisión de reservas nutritivas, que pueden almacenarse en un tejido especializado (albumen o endospermo) o en el propio embrión, y una cubierta seminal que recubre y protege a ambos (Besnier, 1989). Las reservas energéticas de la semilla son: grasas, carbohidratos y en algunas ocasiones proteínas, que alimentaran a la planta durante su desarrollo inicial. Estas reservas pueden encontrarse en diferentes tejidos o en el embrión mismo (Doria, 2010). En el cultivo de maíz, la principal reserva de la semilla se encuentra en el endospermo, sin embargo, presenta un cotiledón reducido.

El proceso germinativo de la semilla comprende de forma general tres fases: hidratación, germinación y crecimiento; y cada una de estas fases depende de las propiedades de la semilla, su contenido de compuesto hidratables y la permeabilidad de las cubiertas al agua y oxígeno. La fase de crecimiento comprende el desarrollo de la plántula y movilización de las reservas (Koornneef *et al.*, 2002). Desde el punto de vista fisiológico, las fases de la germinación son: rehidratación, aumento de la respiración, formación de enzimas, digestión enzimática de las reservas, movilización y transporte de las reservas, asimilación metabólica y crecimiento, y diferenciación de tejidos (Baskin y Baskin, 2001).

El crecimiento y desarrollo de la planta después del proceso germinativo está determinado por las reservas presentes en la semilla y en segunda instancia por condiciones ambientales del entorno. Revilla *et al.* (1999) mencionan que cuando las reservas del endospermo son consumidas, la plántula depende de su propia capacidad para generar asimilados, producir área foliar y continuar su crecimiento, lo cual se logra tres semanas después de la emergencia.

2.2.4 Sistema radical

El sistema radical del maíz se divide en raíces embrionarias (raíz primaria y raíces seminales) y raíces post-embrionarias (raíces nodales y raíces de la corona). La cantidad de raíces seminales en cada especie está determinada por su genética, y varían entre 0 y 13. Las raíces primarias y seminales se forman del embrión y las post-embrionarias se forman en los nudos del tallo de la planta de maíz. Las raíces post-embrionarias que surgen de los nudos consecutivos subterráneos son denominadas raíces de la corona, mientras que las que se forman en los nudos consecutivos del tallo sobre la superficie del suelo son llamadas raíces nodales. En todos los tipos de raíz emergen raíces laterales hasta de cuarto orden (Hochholdinger *et al.*, 2004). Los pelos radicales incrementan la absorción de nutrimentos, y su distribución, densidad y longitud es

variable en cada especie (Bates y Linch, 2001), y son extensiones de células epidérmicas de la raíz, en la región sub-meristemática.

El desarrollo del sistema radical embrionario se divide en 2 fases: temprana y tardía. En las primeras dos semanas, la raíz principal y las raíces seminales constituyen la mayor parte del sistema radical. Posteriormente, aparecen las raíces nodales y de corona que conforman la columna vertebral del sistema radical en maíz. Durante la primera fase del desarrollo radical, las raíces laterales realizan mayoritariamente el transporte de agua y nutrientes a las partes aéreas de la planta de maíz, debido a que sus ramificaciones tienen alta capacidad de conducción. En la segunda fase, el sistema radical del maíz desarrolla aproximadamente 70 raíces nodales durante el ciclo de vida de la planta, organizadas en seis nudos subterráneos y hasta tres nudos de soporte sobre el suelo (Hochholdinger *et al.*, 2004).

La transición entre la primera y la segunda etapa del desarrollo radical de la planta de maíz (temprana - tardía) empieza a las 3-4 semanas después de la germinación, junto con la formación de nudos de raíces de la corona. El diámetro y número de raíces nodales aumenta con el incremento de nudos. Las raíces de la corona forman la mayor parte del sistema radical de la planta de maíz, le proporcionan resistencia al acame y son las responsables de la mayor parte del transporte de agua y nutrientes a través de sus raíces laterales (Hochholdinger *et al.*, 2004).

2.3 Tratamiento de semillas

Las semillas establecidas en campo, son expuestas a factores ambientales bióticos y abióticos que afectan su germinación y emergencia. En el mundo de los semilleros, sobretudo en plantas hortícolas, factores como: tamaño, peso, dormancia, humedad del suelo, etc., que alteran la uniformidad de la germinación de las mismas, pueden suponer la diferencia entre el éxito o fracaso de una plantación, al variar grandemente los rendimientos de la cosecha (López, 2010).

El recubrimiento de semillas es una tecnología reciente que se ha consolidado en varios países (Brasil, EE. UU., Cuba) para cultivos como maíz y soya, debido a las ventajas que representa para el agricultor: uniformiza la forma de las semillas, permite la adherencia de productos como nutrimentos, inoculantes y reguladores de crecimiento (hormonas) que generan microambientes favorables para la germinación; mejora las condiciones de desarrollo de la planta, protegen a la semilla de plagas y enfermedades, permite posicionar y dosificar correctamente el suministro de nutrimentos adecuados a las necesidades iniciales de cada cultivo, potencia la captación y mantenimiento de la humedad en el microambiente que circunda la semilla, controla el tiempo de germinación al usar sustancias estimulantes o retardantes, facilita el control de malezas mediante la incorporación de herbicidas, aumenta la vida media (longevidad) del lote de semillas, y genera ahorro de mano de obra (Giménez *et al.*, 1992).

2.3.1 Antecedentes

La historia de los recubrimientos de semillas se remonta al siglo XIX, cuando en el año 1868 se registró la primera patente de recubrimiento de semillas, la cual permaneció olvidada durante 72 años. Los primeros recubrimientos experimentales se desarrollaron sobre semillas de cereales en 1930, por Germain, una empresa de semillas británica. Fue hasta 1940 cuando Vogelsang reinventó la “peletización” de semillas, al organizar la primera compañía para producir y comercializar semillas “peletizadas”. A raíz de este evento, el revestimiento de las semillas toma un fuerte impulso, especialmente en la siembra de precisión, y se crean otras compañías. Fue la empresa CERES en el año de 1946 que registró la primera patente mundial para “peletizar” semillas de remolacha (Giménez *et al.*, 1992; Duran, 1989).

El uso comercial a gran escala de los recubrimientos de semillas se inició en la década de 1960, con las siembras de precisión para la industria europea de trasplantes. Al mismo tiempo en California a mediados de la década de 1970, aumentó el uso de semillas recubiertas de lechuga para sembradoras de precisión de campo. En 1974, 43%

de los productores hortícolas de Estados Unidos utilizaban esta técnica. La existencia de grandes intereses económicos en la producción de semillas recubiertas y el gran proteccionismo empresarial sustentado por múltiples patentes, hace que se conozcan poco y con retraso las novedades que continuamente se producen como fruto de la investigación en este campo (López, 2012).

2.3.2 Clasificación

El tratamiento de semillas comprende la aplicación de técnicas y agentes biológicos, físicos y químicos, que proveen a la semilla, planta o ambas, protección frente al ataque de insectos y enfermedades transmisibles por semilla que atacan en etapas tempranas del cultivo y que provocan consecuencias devastadoras en la producción cuando no son controladas (CMATS, 1999). Desde la década de 1980 hasta la actualidad esta tecnología se ha ampliado a numerosas especies y tipos de revestimientos.

Los tratamientos de las semillas pueden ser de varias clases con lo que se pueden distinguir diferentes tipos de semillas recubiertas: semillas revestidas, peletizadas y pildoradas. Las semillas revestidas presentan capas finas y constantes, sin modificar significativamente su peso y forma original, a diferencia de las semillas peletizadas, las cuales al aplicarle los materiales sólidos forman gránulos de forma esférica o elíptica con una o más semillas por unidad. Por su parte, las semillas pildoradas pierden su tamaño y forma original debido al material de recubrimiento, el cual puede contener otras sustancias (nutrimentos, pesticidas, polímeros, colorante, etc.) (López, 2012).

Según el ISTA (2013), los tratamientos de semillas más comunes son:

Osmocondicionamiento o Priming

El osmocondicionamiento o priming es un proceso de activación de la germinación con el fin de obtener una emergencia más rápida y uniforme tras la siembra. Este proceso consiste en someter a éstas a un periodo de preembido, para que posteriormente la

radícula pueda emerger más rápidamente, al favorecer la disminución de las enfermedades de la semilla, el desdoblamiento de las reservas alimenticias y la síntesis de materiales necesarios para la germinación.

Revestimiento en película

El revestimiento con capas delgadas o películas es una tecnología relativamente nueva, cuyo uso comercial inició en 1960. La técnica del revestimiento ha sido desarrollada por adaptación de los sistemas de peletización. El revestimiento se aplica cuando es necesario tratar la semilla con productos químicos, sin alterar demasiado su peso o forma (usan solo su peso o menos en materia inerte, más el producto químico).

Peletización

La peletización consiste en recubrir semillas con una mezcla de nutrientes y pesticidas (químicos o biológicos), utilizando materiales inertes, arcillas o turba humedecida en cantidades suficientes que permitan la adherencia de la mezcla a la semilla (Moya, 2000) y formen una pequeña esfera. El material inerte tiene adyuvantes que le permiten una firme adherencia a la semilla, un secado rápido y absorben humedad. El peletizado es una técnica útil en cultivos que requieren una siembra de precisión, que no se logra en condiciones naturales, como el caso de la remolacha azucarera (*Beta vulgaris*), en la que se aumenta el peso de la semilla unas diez veces.

Pildorado o encapsulado

En este proceso la semilla es recubierta con una capa protectora, buscando una uniformidad de tamaño y forma que facilite la siembra. Con este tratamiento se pueden agregar otros elementos como: nutrimentos, insecticidas, fungicidas, polímeros hidrofílicos, entre otros.

2.3.3 Materiales de recubrimiento

El proceso de recubrimiento de semillas implica considerar todos los aspectos de los materiales para que exista una adherencia adecuada sobre la superficie de la semilla. Los costos y beneficios del procedimiento de recubrimiento deben ser evaluados antes de seleccionar las semillas a tratar (López, 2012). Los componentes bióticos y abióticos que puede formar parte del recubrimiento de las semillas son diversos y los más comunes son: reguladores de crecimiento (auxinas, citoquininas, etc.), nutrientes minerales y orgánicos, colorantes (eritrosina, azul V, clorofilina, etc.) junto con esmaltes y lacas, plaguicidas (herbicidas, fungicidas, repelentes, etc.). Los materiales de cobertura más comunes son: orgánicos (harinas, serrín, mucílagos, etc.) y minerales (arcillas, dolomita, carbonatos, yeso, arenas, turba, etc.) (Robert, 2010; López, 2012).

El tamaño de las partículas de estos materiales es fundamental para que no se produzcan aglomeraciones y para que la semilla pueda respirar. Si las partículas son demasiado finas se pueden producir depresiones en la germinación, debido al menor intercambio de gases entre la semilla y el suelo. Por ello se recomienda que estos materiales tengan una porosidad entre 15 y 25%. Los materiales de recubrimiento deben unirse por sustancias adhesivas como: goma arábica, gelatina, caseína o sales de caseinato, que eviten que el material de cubrimiento se rompa o quiebre con cualquier impacto (Robert, 2010).

Independientemente del método elegido para preparar las microcápsulas, el primer paso en la encapsulación será la selección de una matriz de encapsulación adecuada (Pedroza, 2002). Los materiales capaces de constituirse en macropartículas son las grasas, proteínas y los polímeros (Cuadro 8).

Cuadro 8. Agentes de recubrimiento empleados en la encapsulación (Yañez *et al.*, 2002; Pedroza, 2002; Martín *et al.*, 2009; Robert, 2010).

CATEGORÍA	MATERIAL DE RECUBRIMIENTO
Polisacáridos (Carbohidratos)	Almidones, maltodextrinas, quitosano, ciclodextrinas, sacarosa, jarabe de maíz
Gomas	Acacia, agar, alginato de sodio, carragenina, goma arábica.
Celulosa	carboximetil-celulosa, metilcelulosa, etilcelulosa, acetilcelulosa, nitrocelulosa
Lípidos (Grasas)	Ceras, parafinas, diglicéridos, monoglicéridos, aceites, grasas, ácido esteárico, tristearina
Proteínas	Gluten, caseína, gelatina, albúmina
Materiales inorgánicos	Sulfato de calcio, silicatos

Todos estos aditivos forman parte de los diversos productos que se pueden utilizar en el recubrimiento de semillas, los cuales son agregados a las semillas mediante aglutinantes o adhesivos de tipo orgánico (gelatinas, etilcelulosa, etc.) o inorgánicos (aceites minerales, polivinilos, resinas plásticas, etc.). Según Robert (2010), los criterios para seleccionar el agente de recubrimiento son: solubilidad (en agua o etanol), peso molecular, cristalinidad, viscosidad (baja viscosidad a altas concentraciones de sólidos), propiedades emulsificantes (habilidad para dispersar o emulsificar el material activo y estabilizar la emulsión producida), formador de películas (proveer la máxima protección del material activo contra las condiciones ambientales), no reaccionar con el material a ser encapsulado durante el procesamiento y el almacenamiento prolongado, y ser económico y de grado alimentario.

Entre los polímeros naturales principalmente de naturaleza polisacáridica, de origen animal y vegetal más comunes para el proceso de microencapsulación destacan: el alginato, la goma arábica (goma acacia) y el quitosano (Lupo *et al.*, 2012).

Los alginatos son uno de los polímeros más utilizados en la microencapsulación. Se extraen principalmente de tres especies de algas marrones (*Laminaria hyperborea*, *Ascophyllum nodosum*, *Macrocystis pyrifera*). Los alginatos son polisacáridos lineales

poliónicos e hidrofílicos no ramificados que presentan cantidades variables de ácido (1,4) β -D-manurónico (Bloque M) y del ácido α -L-gulurónico (Bloque G) que se distribuyen en bloques G (-GGG-), bloques M (-MMM-) o bloques M-G (-MGMG-) (Figura 5).

La distribución de sus monómeros en la cadena polimérica, la carga y volumen de los grupos carboxílicos confieren al gel características de flexibilidad o rigidez, dependiendo del contenido en el bloque-G. Si en su estructura polimérica se tiene mayor cantidad de bloques G generalmente el gel es fuerte y frágil, mientras que con la mayor proporción de bloques M el gel es suave y elástico. El proceso de gelificación ocurre en presencia de cationes multivalentes (con excepción del magnesio) como el calcio, ión más empleado por la industria alimentaria. La gelificación se presenta al producirse una zona de unión entre un bloque G de una molécula de alginato que se enlaza físicamente a otro bloque G contenido en otra molécula de alginato a través del ión calcio (Reddy y Reddy, 2010; Lupo *et al.*, 2012).

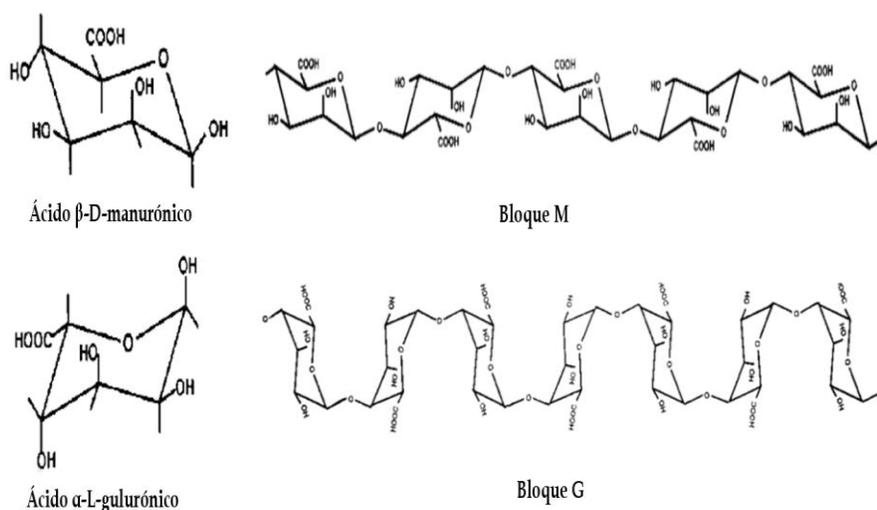


Figura 5. Monómeros del alginato (Bloque M y G).

La composición y extensión de las secuencias y el peso molecular determinan las propiedades físicas de los alginatos. Entre estas propiedades se encuentra la capacidad

de permitir la encapsulación a temperatura ambiente, no requiere solventes orgánicos tóxicos, alta porosidad, alta velocidad de difusión de macromoléculas que se puede controlar, y que pueden disolverse y degradarse bajo condiciones fisiológicas normales (Martín *et al.*, 2009).

El quitosano es un polisacárido descubierto por Rouget en 1859, que al tratar quitina con una solución caliente de hidróxido de potasio obtuvo un producto soluble en ácidos orgánicos. En 1894, Hoppe-Seyler nombró a este polímero “quitosano” (Lárez, 2003). Este polímero es un polication y aprovecha esta propiedad para interactuar mediante fuerzas electrostáticas con aniones o moléculas aniónicas. Así, debido a la formación de complejos entre las especies con carga opuesta, el quitosano sufre de gelificación iónica para formar películas coloidales (Rodríguez *et al.*, 2010).

El quitosano es un polímero catiónico lineal, hidrofílico, biodegradable y de alto peso molecular, derivado de la desacetilación de la quitina, el cual posee mejores propiedades de reactividad y solubilidad (Niquette *et al.*, 2004; Lárez, 2006). Se obtiene mediante la sustitución de grupos acetamido de la quitina por grupos amino, al tratarla con álcalis fuertes (Mármol, 2003). Este polímero se disuelve en soluciones diluidas de la mayoría de los ácidos orgánicos, como: ácido fórmico, acético, cítrico y tartárico, y también en ácidos minerales diluidos con excepción del ácido sulfúrico (Gauna y Nuñez, 2004).

La quitina y el quitosano están químicamente emparentados; quitina, es una poli (β -N-acetil-glucosamina) (Figura 6), que mediante una reacción de desacetilación que elimine al menos 50% de sus grupos acetilo, se convierte en quitosano [poli(β -N-acetil-glucosamina-co- β -glucosamina)]. Así, el quitosano está compuesto por dos unidades estructurales que están distribuidas de forma aleatoria a lo largo de la cadena, la N-acetil-D-glucosamina y la D-glucosamina, que se encuentran unidas entre sí por enlaces β (1 \rightarrow 4) (Peniche, 2006). Cuando el grado de desacetilación alcanza 100 % el polímero se conoce como quitano (Lárez, 2006). El grado de desacetilación del quitosano (DD)

varía entre 60 y 90%, y el peso molecular de estos polímeros se encuentran entre 50 y 2000 kDa. Esta heterogeneidad de los polímeros derivados de la quitina es atribuida a la falta de control en el proceso de desacetilación de la quitina (Ramírez *et al.*, 2002).

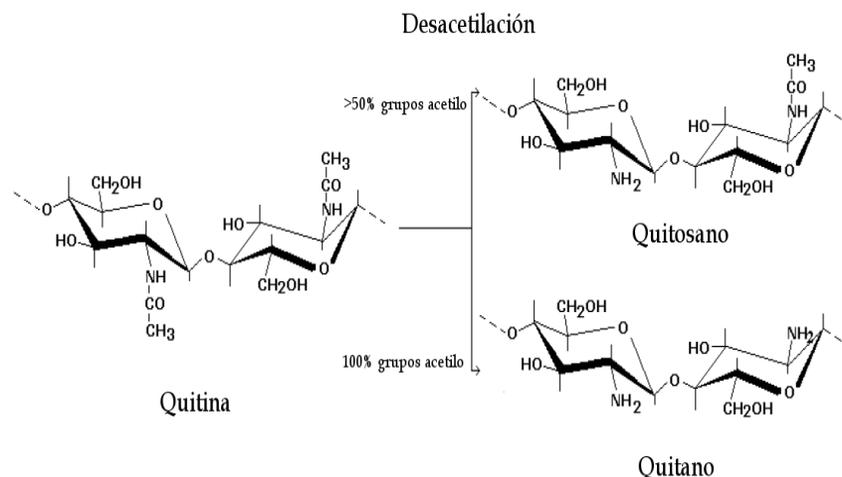


Figura 6. Relación estructural entre la quitina, el quitosano y el quitano (Adaptado de Lárez, 2006).

2.4 Técnicas de recubrimiento

El proceso de recubrimiento de semillas se basa en la tecnología desarrollada por la industria farmacéutica para la elaboración de pastillas medicinales, que en semillas tiene como objetivo mejorar las características de crecimiento y desarrollo de la plántula, así como protegerla de agresiones bióticas exteriores nocivas. El recubrimiento de una semilla, además de brindar protección a la planta contra daños mecánicos, debe ser lo suficientemente blando para que, al germinar, pueda romper la cubierta y salir (López, 2012).

En el proceso de recubrimiento comercial de semillas, éstas son colocadas en un recipiente giratorio donde son asperjadas por nebulización con agua u otro líquido, al cual se le añade poco a poco el polvo (aditivo) que recubrirá a la semilla. Cada semilla empapada con la solución se convierte en el centro de una aglomeración del polvo que aumenta gradualmente de tamaño. Las píldoras son redondeadas y suavizadas por la

acción de volteo en el recipiente giratorio. El revestimiento en polvo se compacta por compresión a partir del peso de material en la bandeja (López, 2010).

Los procesos de encapsulación se desarrollaron entre los años 1930 y 1940 por la National Cash Register para la aplicación comercial de un tinte a partir de la gelatina como agente encapsulante (Yañez *et al.*, 2002), y la microencapsulación como tal inició en 1954 en las investigaciones para la elaboración de papel para copias (Ré, 2000; López, 2010). La encapsulación se define como una técnica mediante la cual sólidos, líquidos y gases, son cubiertos con una película polimérica porosa que contiene una sustancia activa (Araneda y Valenzuela, 2009), la cual se compone principalmente de cadenas que forman una red con propiedades hidrofóbicas y/o hidrofílicas (Fuchs *et al.*, 2006). Por su parte, la microencapsulación consiste en el recubrimiento de pequeñas cantidades de un determinado compuesto mediante un material protector que es generalmente de naturaleza polimérica. Sin embargo, ambos términos se emplean indistintamente (Yañez *et al.* 2002).

Para la selección del método de recubrimiento se deben considerar criterios como: tamaño medio de la partícula requerida, propiedades fisicoquímicas del agente encapsulante y la sustancia a encapsular, aplicaciones para el material microencapsulado, mecanismo de liberación deseado y costo (Martín *et al.*, 2009; Robert, 2010).

Los métodos de recubrimiento de materiales sólidos y líquidos se dividen en físicos y químicos, según su metodología. Los métodos físicos comprenden: secado por aspersión, secado por congelamiento/enfriamiento, extrusión y cobertura por lecho fluidizado. Los métodos químicos comprenden: coacervación, gelificación iónica, co-cristalización, incompatibilidad polimérica, atrapamiento en liposomas, polimerización interfacial e inclusión molecular (Yañez *et al.*, 2002; Madene *et al.*, 2006; Lakkis, 2007; Martín *et al.*, 2009; Robert, 2010). Sin embargo, varios autores mencionan que las técnicas más adecuadas desde el punto de vista económico y de aplicaciones son el

secado por atomización (secado por aspersión) (Parra, 2010) y la extrusión (gelificación iónica externa) (Gouin, 2004; Lakkis, 2007; Guevara y Jiménez, 2008).

Secado por aspersión

En los últimos años existe una creciente inclinación hacia el desarrollo de productos preformulados mediante el secado por aspersión, conocido también como secado por atomización, pulverización, "spray", rocío o "spray drying". Este método se utiliza desde principios del siglo XX. Aunque existen patentes sobre equipos para el secado por aspersión de huevos y leche desde 1850, su aplicación en la industria de alimentos apareció en 1913 en un proceso desarrollado para la leche. El primer equipo fue desarrollado por un alemán en 1912, pero comercialmente se conoció gracias al danés Nyro en 1933 (López, 2010).

El secado por aspersión es la transformación de un fluido en material sólido (Pedroza, 2002) y se basa en atomizar la solución que va a ser secada en forma de gotas muy finas, en el seno de una corriente de gas caliente que generalmente es aire. En este proceso se forman partículas de geometría esférica, con aspecto de esferillas huecas con un diámetro que puede variar de 20 μm a 200 μm , las cuales presentan una solubilidad alta. Sin embargo, la distribución de tamaño de las partículas obtenidas por este método es, en general, menor a 100 μm (Martín *et al.*, 2009).

El aire caliente introducido alcanza una temperatura que oscila entre 100 y 200 °C. A pesar de la temperatura relativamente alta del aire, las gotas del líquido atomizado se calientan solo hasta 40 °C debido a la corta duración del secado (fracciones de segundo), lo que evita la degradación del producto, ya que a pesar del aporte de aire caliente, éste sustrae calor por vaporización del disolvente. Este método se puede utilizar en operaciones de recubrimiento de sólidos y líquidos porque a medida que se evapora el disolvente, el material de recubrimiento envuelve las partículas, lo que puede ser útil para enmascarar olores y sabores, mejorar la estabilidad y modificar la entrega del activo (López, 2010). La ventaja de este proceso, además de su simplicidad,

es que es apropiado para materiales muy volátiles y sensibles al calor, ya que el tiempo de exposición a temperaturas elevadas es muy corto (5-30 s) (Yoshi *et al.*, 2001).

Gelificación iónica

Este proceso consiste en la formación de una red tridimensional formada por uniones que no son completamente estables (hidrogeles físicos), y son más débiles que las uniones covalentes (hidrogeles químicos) (Lupo *et al.*, 2012). El proceso de gelificación inicia a partir de una solución de sal de alginato y una fuente de calcio externa o interna desde donde el ión calcio se difunde hasta alcanzar la cadena polimérica; como consecuencia de esta unión se produce un reordenamiento estructural en el espacio que resulta en un material sólido con las características de un gel.

El grado de gelificación depende de la hidratación del alginato, la concentración del ión calcio y el contenido de los bloques-G (Funami *et al.*, 2009). En esta técnica se utiliza principalmente alginato como agente encapsulante y su combinación con iones divalentes, como los de calcio, para comenzar la gelificación; este gel se va endureciendo conforme aumenta el tiempo de contacto con los iones de calcio. Las cápsulas obtenidas son muy porosas, lo cual permite una rápida y fácil difusión de agua y otros fluidos dentro y fuera de la matriz de alginato (Pedroza, 2002; Gouin, 2004; Guevara y Jiménez, 2008).

Existen dos técnicas de gelificación: gelificación externa e interna. La gelificación externa inicia con la difusión del ión calcio desde la superficie del hidrocoloide hacia la solución del alginato (Figura 7). La formación del gel inicia en la interfase y avanza hacia el interior, saturándose la superficie con iones calcio y desplazando los iones sodio de la sal de alginato. El calcio interacciona con los bloques-G de diferentes moléculas poliméricas y las enlaza entre sí. La fuente de calcio más utilizada en esta técnica ha sido el CaCl_2 debido a su mayor porcentaje de calcio disponible, pero existen otras (acetato monohidratado y el lactato de calcio).

Por otro lado, el proceso de gelificación interna consiste en la liberación controlada del ión calcio desde una fuente interna de sal de calcio insoluble o parcialmente soluble dispersa en la solución de alginato de sodio. La liberación del ion calcio puede ocurrir de dos formas si se tiene una sal de calcio insoluble a pH neutro pero soluble a pH ácido, por lo que es necesario adicionar un ácido orgánico que al difundirse hasta la sal permita la acidificación del medio, consiguiendo así solubilizar los iones calcio; las sales más comunes son el carbonato de calcio y el fosfato tricálcico y los ácidos orgánicos más comunes son el acético, adípico y la glucono delta-lactona (Helgerud *et al.*, 2010).

Si la sal de calcio es parcialmente soluble, el proceso de gelificación interna consiste en la adición a la mezcla alginato-sal de calcio, un agente secuestrante como el fosfato, sulfato o citrato de sodio. El secuestrante se enlaza con el calcio libre y retardan así el proceso de gelificación. El sulfato de sodio es el secuestrante más común por su bajo costo y conveniente solubilidad (Helgerud *et al.*, 2010). La principal diferencia entre el mecanismo de gelificación externa e interna es la cinética del proceso.

Si se pretende controlar la transición sol-gel, en el proceso de gelificación externa deben adecuarse la concentración de calcio y composición del polímero; y en el proceso de gelificación interna se deben considerar la solubilidad y concentración de la sal de calcio, concentración del agente secuestrante y del ácido orgánico empleado (Draget, 2000). La selección de la técnica de encapsulación por extrusión o en emulsión con alginato o sistemas mixtos que lo contengan, depende fundamentalmente de las propiedades del componente a encapsular, el tamaño deseado de las microcápsulas, la composición del alginato y la concentración de calcio (Lupo *et al.*, 2012).

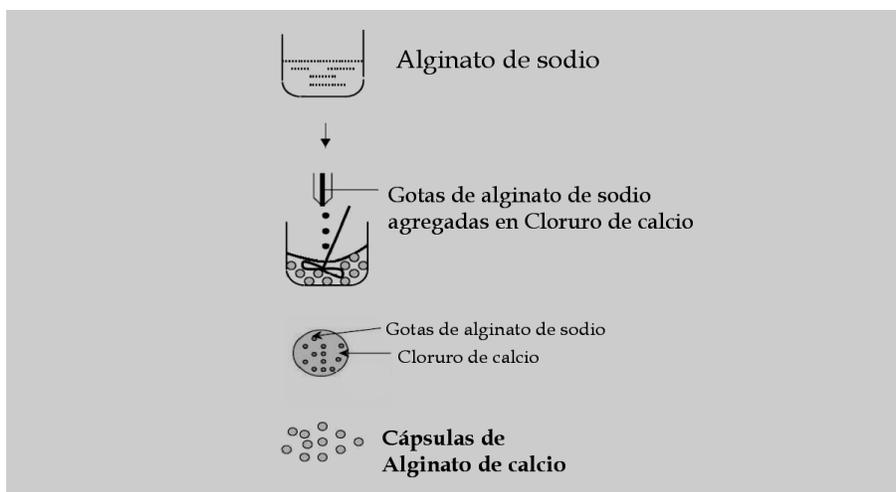


Figura 7. Proceso de gelificación iónica con alginato de sodio (Adaptado de Krasaekoopt *et al.*, 2003).

III. OBJETIVO

Evaluar el efecto del recubrimiento de semillas con uno o más de los materiales de quitosano, alginato de calcio, ácido salicílico y nutrimentos, en la germinación, desarrollo radical, y absorción de agua y nutrimentos, en dos variedades de maíz (*Zea mays* L.) contrastantes en producción de biomasa radical.

IV. HIPÓTESIS

El recubrimiento de semillas con uno o más de los materiales de quitosano, alginato de calcio, ácido salicílico y nutrimentos favorece el estatus hídrico y nutrimental de la plántula, que estimula una eficiente germinación, un incremento en la producción de biomasa radical y una mayor absorción de agua y nutrimentos en maíz.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se desarrolló en dos escenarios: invernadero y laboratorio. El experimento de campo se instaló en invernaderos del Posgrado de Botánica y las pruebas y análisis de laboratorio se realizaron en el Laboratorio de Fertilidad de Suelos y Química Ambiental del Programa de Edafología, ambos ubicados en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, en el Estado de México. La investigación se realizó en cuatro fases: (a) Cinética del consumo de reservas de semillas de maíz, (b) selección de variedades de maíz, (c) selección de la técnica y los materiales de recubrimiento y (d) evaluación de los recubrimientos.

5.1 Cinética del consumo de reservas de semillas de maíz

La primera fase de la investigación determinó el tiempo requerido por la planta para consumir las reservas de la semilla. Para esto se sembraron 30 semillas de maíz blanco criollo, en macetas de 25x25 cm con tezontle rojo (diámetro < 5 mm), las cuales se establecieron en condiciones de invernadero, y fueron regadas con agua de pozo a razón de 0.5 L por maceta por día. Las semillas se establecieron el día 27 de enero de 2014. El periodo de evaluación fue de 36 días (aprox. 5 semanas), tiempo en el cual, los porcentajes de consumo de reservas fueron constantes. Durante el periodo de evaluación se muestrearon seis plántulas completas por cosecha (una cosecha por semana), específicamente en los días 7, 15, 22, 29 y 36 después de la siembra (DDS).

Las variables medidas en cada cosecha fueron: peso inicial y final de la semilla, peso fresco y seco de la parte aérea y raíz, longitud de raíces primarias, altura y área foliar de las plántulas de maíz. Las semillas de maíz fueron pesadas antes de sembrarse para realizar las comparaciones de peso inicial y final. Para hacer las mediciones mencionadas, las plántulas fueron extraídas de las macetas manualmente, procurando obtener toda la biomasa radical.

Luego, las raíces fueron lavadas con agua corriente, tratando de retirar todos los residuos de tezontle que pudieran presentar. Para su traslado al laboratorio, las plántulas fueron colocadas en bolsas con agua, para evitar su marchitamiento y realizar las respectivas mediciones. Inicialmente se separó la semilla y la parte aérea de la raíz, tomando como referencia el primer entrenudo del tallo donde surgen las raíces de la corona. Posteriormente, se midió la altura de la planta y el área foliar de las hojas, y se pesó la materia fresca de la parte aérea y raíz, para después colocarse en una estufa de secado, donde permanecieron por 72 horas a 70 °C. Ocurrido el lapso de tiempo indicado, se pesó la materia seca de la semilla, así como de la parte aérea y raíz de las plántulas. La altura de las plantas se midió con un flexómetro, el área foliar se determinó con un escáner Area Meter AM200, y la materia fresca y seca de la parte aérea y raíz fueron pesadas en una balanza analítica marca “Explorer OHAUS” con aproximación de 0.0001 g. Los datos obtenidos fueron graficados con el programa Microsoft Excel del paquete de computo Microsoft Office 2010 y el programa Curve Expert 2.0 versión libre.

5.2 Selección de variedades de maíz

En la fase de selección de variedades de maíz, se consideró como criterio de selección al; peso de la materia seca de raíz. Así se seleccionaron dos variedades de maíz con una producción contrastante de biomasa radical, de una población total de ocho variedades. Las semillas de las variedades de maíz evaluadas en esta etapa fueron proporcionadas por el Programa de Semillas del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo.

Las variedades de maíz evaluadas fueron: CMS939083, C13x11, CS14x15, CPV-20, HS-2, HT-PRECOZ, PROMESA y VS22, cuya procedencia y tipo se presentan en el Cuadro 9. Antes de establecer las semillas de cada variedad en macetas, fueron pesadas para homogeneizar su peso en un intervalo de 0.21 a 0.3 g por semilla, y con ello favorecer condiciones homogéneas en el estudio de consumo de reservas de la semilla. Se establecieron 15 semillas por variedad en macetas de 25x25 cm con tezontle rojo pasado

por una malla de 5 mm (120 macetas), las cuales se ubicaron en condiciones de invernadero y fueron regadas diariamente con 0.3 L de agua de pozo por planta.

Cuadro 9. Origen de las variedades de maíz evaluadas (comunicación personal).

VARIEDAD	PROCEDENCIA	TIPO
CMS939083	Tecamac 2007	Variedad de cruza simple
CS13x11	Montecillo 2012	Variedad de cruza simple
CS14x15	Montecillo 2012	Variedad de cruza simple
CPV-20	Montecillo 2012	Variedad de polinización libre
HS-2	Montecillo 2011	Híbrido trilineal
HT-PRECOZ	Montecillo 2012	Híbrido trilineal
PROMESA	Montecillo 2012	Híbrido de cruza doble
VS22	Papalotla 2010	Variedad sintética

El tiempo de evaluación de las variedades de maíz fue de 20 días, tiempo suficiente para que el desarrollo de la planta fuera independiente de las reservas de la semilla (14-20 DDS), dato obtenido en la primera fase de la investigación. La siembra de las semillas fue el día 25 de marzo de 2014 y la cosecha se realizó 20 días después de la siembra. Antes de realizar las cosechas se evaluó el porcentaje de germinación de cada variedad de maíz, mediante un conteo de las plantas emergidas a los 7 días después de la siembra. En cada cosecha, se midió la altura de planta y área foliar, así como el peso de la materia fresca y seca de la parte aérea y raíz, conforme la metodología mencionada en la primera fase.

Las unidades experimentales (macetas) establecidas en invernadero fueron distribuidas bajo un diseño completamente al azar. En cada tratamiento (variedad de maíz) se utilizaron 5 plantas emergidas como repeticiones. La única variable medida por planta fue altura de planta, de la cual se obtuvo su desviación estándar. Los resultados obtenidos fueron graficados con el programa Excel del paquete de computo Microsoft Office 2010.

5.3 Selección de técnica y materiales de recubrimiento

Para elegir la técnica de recubrimiento más apropiada para encapsular las semillas se consideró la facilidad para realizar los recubrimientos y la cantidad de recubrimiento obtenido en la superficie de la semilla. Las técnicas de recubrimiento planteadas en esta fase de la investigación fueron: aspersion manual y gelificación iónica. Por otro lado, el recubrimiento de las semillas propuesto consideró los polímeros: alginato de sodio y quitosano, ambos combinados con nutrimentos (nitrógeno, fósforo y potasio) y ácido salicílico como promotores del desarrollo radical.

Los materiales utilizados en esta fase de la investigación fueron: semillas de maíz de las variedades seleccionadas en la fase anterior, quitosano de bajo peso molecular (50-190 kDa) con un grado de desacetilación entre 75 y 85% y alginato de sodio de la empresa "SIGMA ALDRICH"; ácido salicílico, ácido acético glacial concentrado, cloruro de calcio, nitrato de amonio, nitrato de potasio, sulfato de potasio, fosfato de potasio monobásico y fosfato de calcio monohidratado grado reactivo marca "J. T. Baker"; e hidróxido de sodio marca "Meyer".

Para la selección de la técnica y materiales que permitieran un adecuado recubrimiento de la semilla, se realizaron pruebas de solubilidad y adherencia de los polímeros, nutrimentos y el ácido salicílico, donde se compararon diferentes solventes y concentración de los polímeros y fertilizantes. Los resultados obtenidos determinaron la técnica y los materiales adecuados para realizar los recubrimientos en las semillas de maíz.

5.4 Evaluación de los recubrimientos

Para la realización de la fase final de la investigación en la que se evaluó el efecto de los recubrimientos de las semillas de maíz, se utilizaron las semillas de las variedades seleccionadas en la segunda etapa de este trabajo. Las semillas de cada variedad fueron pesadas en una balanza analítica con aproximación de 0.0001 g y se seleccionaron las

que pesaban entre 0.21 y 0.3 g, con el fin de homogeneizar el peso de las mismas y reducir al mínimo las diferencias en la cantidad de reservas de la semilla, que durante la germinación se usan en la producción de materia seca.

Los tratamientos se obtuvieron de un arreglo factorial 2x2x3, donde las interacciones entre las dos variedades de maíz (HS-2 y CMS939083), los dos polímeros (quitosano y alginato de calcio) y las tres dosis de fertilización (Sin fertilizante, D1 y D2), dieron origen a 12 tratamientos. Para evaluar el efecto de los tratamientos se sumaron 2 tratamientos testigo (control). Los tratamientos finales de la fase de evaluación de recubrimientos se describen en el Cuadro 10. Las fuentes de los nutrientes (nitrógeno, fósforo y potasio) para los recubrimientos se obtuvieron de los fertilizantes: nitrato de potasio, nitrato de amonio y fosfato de potasio monobásico.

Cuadro 10. Descripción de los tratamientos finales de la fase de evaluación de recubrimientos.

VARIEDAD	RECUBRIMIENTO	TRATAMIENTO
HS-2	Quitosano 3%	HQ
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 1	HQ1
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 2	HQ2
	Alginato de calcio	HA
	Alginato de calcio + Dosis de fertilizante 1	HA1
	Alginato de calcio + Dosis de fertilizante 2	HA2
	Testigo	HT
CMS939083	Quitosano 3%	CQ
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 1 + AS	CQ1
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 2 +AS	CQ2
	Alginato de calcio	CA
	Alginato de calcio + Dosis de fertilizante 1	CA1
	Alginato de calcio + Dosis de fertilizante 2	CA2
	Testigo	CT

El alginato de calcio provino de la gelificación de alginato de sodio al 5% en una solución de cloruro de calcio 0.05M. Dosis de fertilizante 1= 1.1 g N, 0.125 g P, 0.45 g K y 10 mL de Ácido salicílico ($1 \times 10^{-3}M$), Dosis de fertilizante 2= 2.2 g N, 0.25 g P, 0.9 g K y 10 mL de Ácido salicílico ($1 \times 10^{-3}M$); ambas dosis se aforaron a 100 mL con su respectivo solvente.

Con los materiales de recubrimiento seleccionados en la tercera fase de la investigación se recubrieron 10 semillas de maíz por cada tratamiento y se secaron por 24 horas a la

sombra y en condiciones de flujo de aire libre. Posteriormente se establecieron las semillas recubiertas en macetas de 25x25 cm con tezontle rojo (diámetro < 5 mm), las cuales se ubicaron en condiciones de invernadero y fueron regadas diariamente con 0.3 L de solución de Steiner modificada por planta como se describe después. El tezontle fue lavado previamente con riegos pesados para eliminar impurezas y contaminantes.

La solución nutritiva de Steiner utilizada en esta fase de la investigación, se elaboró con los resultados obtenidos del análisis químico de una muestra de agua mediante la técnica de rutina para análisis de agua de pozo en el Laboratorio de Fertilidad de Suelos y Química Ambiental del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, que comprende el análisis de carbonatos y bicarbonatos, así como cloruros por volumetría; nitratos y amonio por la técnica de arrastre de vapor, el fósforo soluble por el Método Olsen, y las bases de calcio, magnesio, potasio y sodio por absorción atómica.

Por su parte, el pH y la conductividad eléctrica se midieron con un conductímetro “Conductronic PC45”. La solución nutritiva utilizada consideró únicamente la aportación de micronutrientes (Cuadro 11), completando la concentración de micronutrientes de la solución de Steiner (1961), derivado de los resultados del análisis de la muestra de agua (Anexo D). Las fuentes de micronutrientes para la preparación de la solución nutritiva fueron: ácido bórico (H_3BO_3), sulfato de manganeso monohidratado ($MnSO_4 \cdot H_2O$), molibdato de sodio dihidratado ($Na_2MoO_4 \cdot 2H_2O$) y quelato de hierro (13.2% Fe) (Cuadro 12).

Cuadro 11. Micronutrientes utilizados para preparar la solución de Steiner (Steiner, 1961).

Elemento	Cantidad (mg L ⁻¹)
Fe	2.00
Mn	0.70
Cu	0.02
Zn	0.09
B	0.50
Mo	0.04

Cuadro 12. Fertilizantes utilizados para la elaboración de la solución nutritiva de Steiner sin macronutrientes.

Elemento	Cantidad (mg L ⁻¹)	Reactivo
B	0.500	H ₃ BO ₃
Fe	1.977	Quelato-Fe 13.2%
Mn	0.674	MnSO ₄ *H ₂ O
Mo	0.040	Na ₂ MoO ₄ *2H ₂ O

El tiempo de evaluación de las variedades de maíz fue de 50 días, tiempo en el cual se realizaron dos cosechas (30 y 50 DDS). La siembra de las semillas se realizó el día 21 de diciembre de 2014. Antes de la primera cosecha se evaluó el porcentaje de germinación, mediante un conteo de las plantas emergidas en cada tratamiento a los 7 días después de la siembra. En cada cosecha, se midió la altura de planta y área foliar, así como el peso de la materia fresca y seca de la parte aérea y raíz, con la metodología mencionada en la primera fase.

El área foliar fue media con un integrador de área foliar portable marca LI-COR MODELO LI-3000. En ésta última etapa, se midió la longitud radical de las plántulas con 30 DDS con el método de Newman (1966) modificado por Tennant (1975) (Böhm, 1979). Además, se realizaron análisis químicos del tejido vegetal de cada tratamiento con la metodología del manual de Walinga *et al.* (1995). Para esto, se preparó una muestra compuesta tanto de la parte aérea como de la raíz, para determinar nitrógeno total, fósforo y potasio.

Los tratamientos se obtuvieron de un arreglo factorial 2x2x3, donde las interacciones entre las variedades de maíz, los polímeros y las dosis de fertilización, dieron origen a 12 tratamientos. Para evaluar el efecto de los tratamientos se sumaron dos tratamientos testigo (control), uno por variedad. El diseño experimental fue un completamente al azar, con cinco repeticiones por tratamiento. Por lo tanto, se establecieron en invernadero 70 semillas por variedad, para obtener un total de 140 unidades experimentales. En la primera cosecha (30 DDS) se colectó la parte aérea y radical de cinco repeticiones por tratamiento. En la segunda cosecha las repeticiones por

tratamiento fueron variables y el caso del tratamiento HQ2 se perdió el tratamiento completo.

Los resultados obtenidos fueron analizados con el paquete estadístico SAS 9.0, con datos que a los que previamente se les aplicó inicialmente una prueba de normalidad (Shapiro-Wilks) y una prueba de Homocedasticidad (Bartlett), para verificar si los errores presentaban normalidad y si las varianzas eran homogéneas. Al cumplirse estos requisitos, se realizó un análisis de varianza con el procedimiento GLM para desglosar el efecto de cada factor principal y sus interacciones, con un nivel de significancia de 5%. Así mismo la separación de medias se hizo con la prueba LSD. El procedimiento LSD es una prueba muy eficiente para detectar diferencias verdaderas entre las medias si se aplica después que la prueba F del análisis de la varianza resultó significativa al 5% (Cramer y Swanson, 1973). Así, la prueba LSD fue elegida para determinar diferencias entre las medias de los tratamientos, la cual tiene a ventaja de poder aplicarse tanto en modelos equilibrados como no-equilibrados. Los resultados obtenidos fueron graficados con el programa Excel del paquete de computo Microsoft Office 2010.

VI. RESULTADOS

6.1 Cinética del consumo de reservas de la semilla de maíz

La primera fase de la investigación consistió en determinar el tiempo requerido para que el crecimiento y desarrollo de la planta de maíz fuera independiente de las reservas de la semilla. Para esto, se establecieron semillas de maíz en macetas con tezontle en condiciones de invernadero. El tiempo de evaluación fue de 36 días, en las cuales se tomaron datos de altura de planta, área foliar, longitud radical; y biomasa de la semilla, parte aérea y raíz (Cuadro 13 y 14).

Cuadro 13. Medias y desviaciones estándar de materia fresca y seca de semillas, así como de la biomasa aérea, en plantas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero¹.

Cosecha	DDS	MSIS	MFS	MSFS	MFPA	MSPA
	(días)	(g/planta)				
1	7	0.4448 ±0.0986	0.6985 ±0.1284	0.2920 ±0.0680	0.3153 ±0.0802	0.0279 ±0.0049
2	15	0.3949 ±0.0374	0.4192 ±0.0754	0.0620 ±0.0113	1.3009 ±0.2493	0.1262 ±0.0152
3	22	0.3870 ±0.0562	0.2699 ±0.0552	0.0432 ±0.0075	1.9254 ±0.4128	0.2165 ±0.0475
4	29	0.3758 ±0.0373	0.2581 ±0.0661	0.0310 ±0.0041	3.1098 ±0.5135	0.3487 ±0.0567
5	36	0.3585 ±0.0523	0.2942 ±0.1379	0.0273 ±0.0058	3.8663 ±0.5344	0.3867 ±0.0715

¹DDS= Días después de la siembra, MSIS= Materia seca inicial de semilla, MFS= Materia fresca de semilla extraída de la maceta, MSFS= Materia seca final de semilla, MFPA= Materia fresca de parte aérea y MSPA= Materia seca de la parte aérea.

Cuadro 14. Medias y desviaciones estándar de altura de planta, área foliar, y biomasa y longitud radical, en plantas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero¹.

Cosecha	DDS	Materia fresca de raíz	Materia seca de raíz	Longitud radical	Altura de planta	Área foliar
	(días)	(g/planta)	(g/planta)	(cm/planta)	(cm/planta)	(cm ² /planta)
1	7	0.5311 ±0.2205	0.0459 ±0.0170	37.8 ±17.3	6.1 ±1.1	0
2	15	1.2381 ±0.1201	0.1004 ±0.0093	103.7 ±31.0	22.4 ±3.1	35.92 ±3.77
3	22	1.6442 ±0.3833	0.1781 ±0.0361	184.8 ±53.1	39.6 ±4.9	63.47 ±13.94
4	29	2.6060 ±0.3774	0.2442 ±0.0213	270.4 ±30.2	64.0 ±8.5	109.94 ±16.38
5	36	3.3760 ±0.6929	0.2580 ±0.0735	327.5 ±103.5	64.3 ±5.6	114.50 ±18.68

Las raíces medidas fueron las primarias y se realizó con un flexómetro.

El consumo de reservas de la semilla de maíz fue rápido por 3 semanas y su velocidad disminuyó a un valor mínimo en las dos semanas restantes, donde la cinética de este

proceso siguió una curva asintótica decreciente de tipo exponencial (Figura 8). El tiempo requerido para que el consumo de reservas de las semillas de maíz llegue a su mínimo, se presentó en la semana 3.

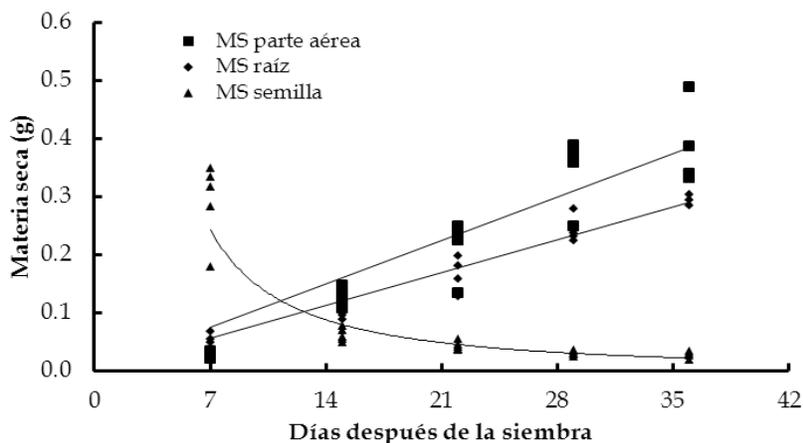


Figura 8. Relación entre el consumo de las reservas de las semillas de maíz y el crecimiento de la parte aérea y raíz del eje embrionario (Elaboración propia).

En cambio, el eje embrionario y parte aérea presentan una tendencia acumulativa de materia seca, debido a la conversión de las reservas de la semilla en almidón para alimentar el embrión y formar todas las estructuras de la planta. Después del desarrollo de las raíces, hojas y tallo de las plántulas, éstas comienzan a realizar fotosíntesis y producir su propio alimento y obtener nutrientes del suelo mediante su sistema radical, volviendo a la planta independiente de las reservas de la semilla. La disminución del peso seco de la semilla es debido al consumo de las reservas durante la etapa en la que la planta es dependiente de estas reservas. Esto puede corroborarse en la Figura 9, donde se observa como las reservas de la semilla utilizadas (%) se vuelven constantes entre los días 15 y 22 después de la siembra, cuando se han gastado un promedio entre 87 y 92%.

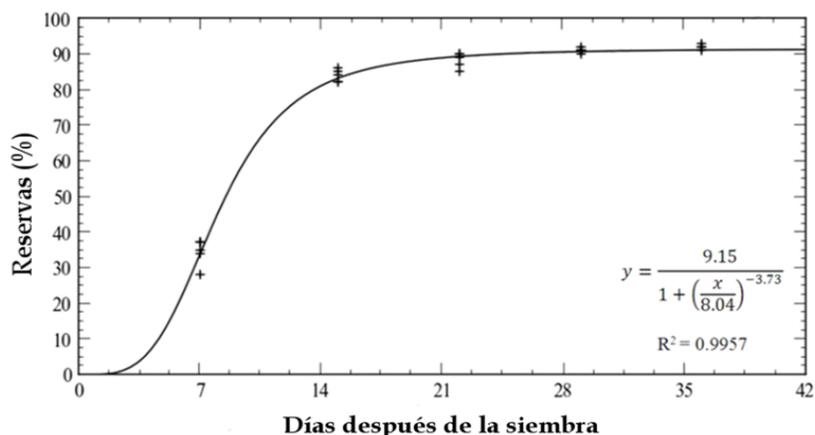


Figura 9. Consumo de las reservas de las semillas de maíz blanco criollo establecidas en condiciones de invernadero (Elaboración propia).

El crecimiento de las plantas de maíz tendió a ser lineal con tasa constante en todas las variables medidas (Figura 10). Sin embargo, 15 después de la siembra las reservas de la semilla casi se agotaron y la planta dejó de ser dependiente de estas. Por lo tanto, la segunda fase de la investigación que comprendió la selección de variedades se evaluó hasta los 20 días después de la siembra.

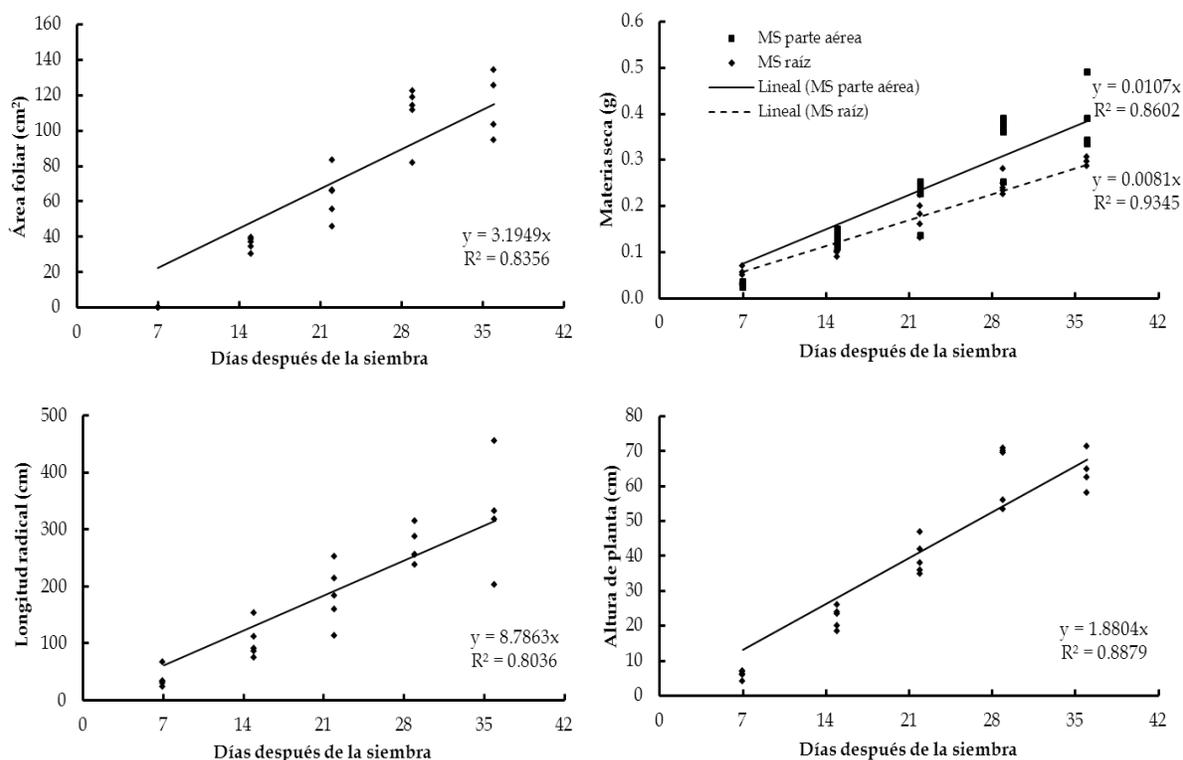


Figura 10. Cinética de crecimiento de plántulas de maíz, en días después de la siembra.

6.2 Selección de variedades de maíz

Se realizó con el objetivo de elegir a dos variedades contrastantes en desarrollo radical, de un total de ocho variedades de maíz (CMS939083, CS13x11, CS14x15, CPV-20, HS-2, HT-Precoz, Promesa y VS22). Cada variedad de maíz fue un tratamiento y se establecieron 15 repeticiones de cada una. Estas variedades presentaron diferentes orígenes (lugar de producción y año), cualidades que influenciaron la variabilidad en las variables evaluadas en las plantas de cada variedad. La evaluación de las plántulas de maíz se realizó por 3 semanas, tiempo en que la planta se hace independiente de las reservas de la semilla, según la información obtenida en la primera fase de la investigación.

El Cuadro 15 muestra los porcentajes de germinación y tasa de emergencia de cada variedad. Con porcentajes de germinación entre 93 y 100%, las variedades HT-Precoz, CMS939083, CS13x11 y HS-2 fueron superiores a las demás variedades de maíz. La variedad CS14x15 presentó el menor porcentaje de germinación (80%). En tasa de emergencia (plantas/día); hubo pocas diferencias entre las variedades. Las mayores tasas las presentaron las variedades: CPV-20, HT-PRECOZ y PROMESA.

Cuadro 15. Porcentaje de germinación y tasas de emergencia de plantas de maíz registradas durante 20 días después de la siembra en ocho variedades de maíz crecidas en condiciones de invernadero.

Variedad	5	6	7	8	9	10	Germinación	Tasa de emergencia
	DDS ¹						%	(plantas/día)
CMS939083	1	8	12	13	14	14	93	2.17
CS13x11	0	8	10	14	14	14	93	2.12
CS14x15	0	3	8	12	12	12	80	1.71
CPV-20	10	13	13	13	13	13	87	2.50
HS-2	0	8	12	14	14	14	93	2.15
HT-PRECOZ	1	13	15	15	15	15	100	2.49
PROMESA	8	13	13	13	13	13	87	2.43
VS22	4	12	13	13	13	13	87	2.28

¹ DDS= Días después de la siembra. Número de semillas germinadas de un total de 15 semillas sembradas.

Las variedades de maíz evaluadas difirieron en altura, área foliar y biomasa de sus partes aérea y raíz (Cuadro 16). Las variedades de maíz con los valores sobresalientes en tales variables fueron: HT-Precoz, PROMESA, HS-2 y CPV-20, mientras que las variedades CMS939083, CS13x11 y CS14x15 presentaron los valores más bajos.

Cuadro 16. Tamaños promedio de plantas de ocho variedades de maíz, a los 20 días después de la siembra en condiciones de invernadero.

Variedad	Altura de planta ¹ (cm)	Área foliar (cm ²)	Materia fresca			Materia seca		
			P. aérea	Semilla	Raíz	P. aérea	Semilla	Raíz
(g/planta)								
CMS939083	36.4 ±1.52	200.5	1.5185	0.2185	1.4760	0.1575	0.0242	0.0980
CS13x11	32.2 ±5.72	240.1	1.5097	0.5458	1.5186	0.1684	0.0780	0.1028
CS14x15	34.7 ±6.52	270.9	1.7698	0.4184	2.0271	0.1826	0.0602	0.1221
CPV-20	48.7 ±3.76	297.9	2.0562	0.2438	2.7336	0.2080	0.0381	0.1442
HS-2	40.1 ±3.10	299.7	1.9748	0.2974	2.8389	0.2437	0.0381	0.1687
HT-PRECOZ	49.6 ±9.43	365.9	2.6463	0.4412	3.3269	0.2789	0.0446	0.1695
PROMESA	39.5 ±6.79	262.1	1.8718	0.3058	2.5682	0.2075	0.0423	0.1740
VS22	40.6 ±4.89	236.5	1.8063	0.2598	2.1916	0.1659	0.0321	0.1402

¹Para la variable Altura de planta, los datos son media±desviación estándar, obtenido de 5 plantas por variedad. Las demás variables presentan únicamente media, ya que no se registraron datos por planta.

Las variedades con mayor producción de materia seca de raíz fueron: PROMESA, PRECOZ y HS2 y las de menos biomasa radical fueron las variedades CMS939083 y CS13*11. Derivado de estos resultados, las variedades HS-2 y CMS939083 fueron elegidas como variedades de alto y bajo potencial de desarrollo radical, respectivamente, para la fase de evaluación de recubrimientos.

6.3 Ensayos con los materiales y técnicas de recubrimiento

El quitosano es un polímero catiónico de baja toxicidad al ambiente utilizado en varias áreas del conocimiento, como medicina, agricultura, tratamiento de aguas, cosméticos y biosensores. Este polímero se ha utilizado en la agricultura como recubrimiento de semillas para su conservación durante el almacenamiento, así como para la liberación controlada de agroquímicos, formulación de pesticidas (Lárez, 2003), protección de plántulas, corrección de sustratos de crecimiento, estimulación del crecimiento,

bactericida, fungicida, antiviral, entre otros (Lárez, 2008). Por otro lado, el alginato es un polisacárido hidrofílico natural adecuado para la microencapsulación por ser biocompatible, no tóxico y degradable (Lupo *et al.*, 2012). Por estas características, el quitosano y alginato de sodio fueron seleccionados para recubrir semillas de maíz y evaluar su efecto sobre el desarrollo radical.

6.3.1 Solubilización de los polímeros y fertilizantes

La tercera fase de la investigación consistió en la realización de pruebas de solubilidad de los polímeros (quitosano y alginato de sodio). Para esto se investigaron las sustancias que solubilizan estos polímeros. Se encontró que el quitosano es soluble en ácidos orgánicos como el ácido fórmico y ácido acético, por mencionar algunos. Finalmente, se determinó solubilizar el quitosano en ácido acético por su disponibilidad y manejo. Por su parte, el alginato de sodio es soluble en agua, por lo que no se presentó problema alguno para solubilizarlo. Una vez determinados los solventes de cada uno de los polímeros, se realizaron pruebas con diferentes concentraciones de polímero y solvente, para encontrar la suspensión adecuada que permitiera recubrir las semillas de maíz con una capa sólida, uniforme y homogénea.

Cuando los polímeros no se adhieren de forma adecuada a la semilla, se debe a una incompatibilidad entre los polímeros y el producto utilizado, lo que resulta en una reducción de la adherencia. Al establecer las semillas en campo, el recubrimiento se desprende y se pierde por lixiviación (Avelar *et al.*, 2012). Por lo tanto, es primordial definir las proporciones y concentraciones propicias para lograr una adecuada adherencia, firmeza y homogeneidad de los materiales que fungirán como recubrimiento en las semillas de maíz.

Solubilización de quitosano

Con el propósito de no perder la unidad y secuencia lógica del experimento, a continuación se reportan continuación algunos pasos que corresponden a la sección Materiales y Métodos. Las pruebas de solubilización del quitosano se realizaron para determinar la concentración adecuada de polímero para obtener suspensiones que permitieran una adecuada adherencia a la semilla y que no interfirieran en la germinación y emergencia.

Se prepararon soluciones acuosas de ácido acético al 1 y 2% (v/v) en las que se solubilizó quitosano para tener concentraciones finales de 1, 2 y 3 % (p/v) del polímero. Las suspensiones de quitosano se agitaron por 60 min a velocidad media en un agitador magnético "Thermolyne". La concentración del ácido acético afectó mínimamente la solubilidad del quitosano en las concentraciones deseadas. Esto concuerda con Rodríguez *et al.* (2010), quienes reportaron que la solubilidad de quitosano depende principalmente de su grado de desacetilación y no de su concentración.

Con el propósito de lograr un mayor recubrimiento de la semilla con este polímero, se determinó utilizar la mayor concentración de quitosano en la suspensión (3% p/v). Por lo tanto, se eligió la suspensión de ácido acético al 2% (v/v) para solubilizar el quitosano debido a que fue la menor concentración de ácido que permitió solubilizar dicha cantidad de quitosano (Figura 11). Por ello, para los experimentos posteriores con fertilizantes se decidió emplear una concentración de 3% de quitosano.

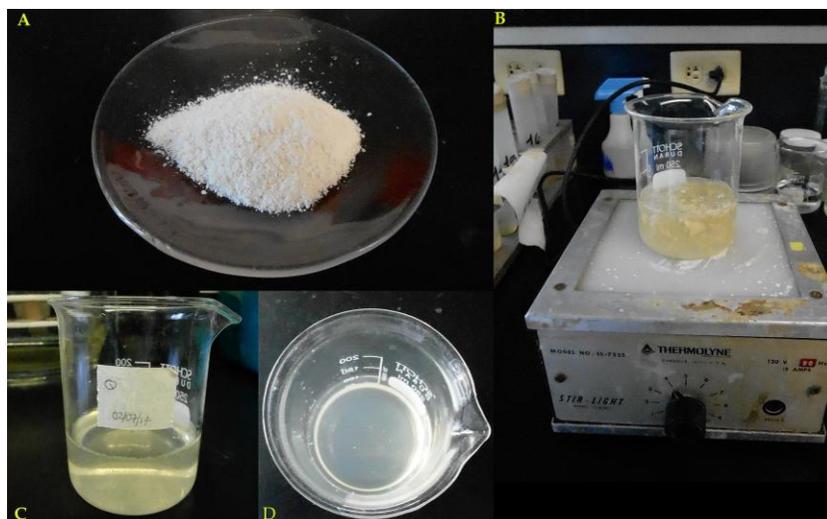


Figura 11. Solubilización de quitosano en ácido acético al 2% (v/v). A) Quitosano en polvo (presentación comercial); B) Solubilización del polímero; C y D) Quitosano solubilizado (3% p/v).

Una vez lograra una adecuada solubilización del quitosano, se realizaron pruebas de solubilidad de los fertilizantes que se añadirían a la suspensión para recubrir las semillas de maíz. Los fertilizantes adicionados corresponderían con los requerimientos necesarios de nitrógeno, fósforo y potasio (N, P, K, respectivamente) de la planta de maíz durante los primeros 15 días de desarrollo. Tales requerimientos corresponden a: 0.44 g de nitrógeno, 0.05 g de fósforo y 0.18 g de potasio por planta, que fueron estimados con la información reportada en el Cuadro 17. Como fuentes de N, P, K se utilizaron: nitrato de amonio, sulfato de potasio, fosfato de calcio monohidratado, nitrato de potasio y fosfato de potasio monobásico.

Cuadro 17. Demanda nutrimental por fase fenológica para el cultivo de maíz (Ruíz, 2008)¹.

Fase fenológica	Periodo	N	P ₂ O ₅	K ₂ O
	(días)			
Emergencia de plántula	0-10	20	5	10
Desarrollo vegetativo	11-71	80	30	40
Madurez fisiológica y llenado de mazorca	72-132	15	5	10
Madurez de mazorca	133-180	5	0	0
Total	180	120	40	60

¹La fórmula de fertilización corresponde a una densidad de población de 60,000 plantas por hectárea, con un rendimiento estimado de 6 t ha⁻¹.

En suspensiones de quitosano al 3% se hicieron pruebas para conocer las cantidades adecuadas de cada fertilizante a utilizar sin que ocurriese alguna reacción indeseable, como la precipitación. Así mismo se evaluó el orden en que estos fertilizantes deberían ser agregados a la suspensión para evitar precipitaciones. Los varios tipos de fertilizantes fueron adicionados a la suspensión de quitosano en cantidades tales que aportaran las cantidades de nutrimentos deseadas (Cuadro 18).

Cuadro 18. Cantidad de fertilizante por suspensión evaluada en la fase de solubilización de polímeros ¹.

Suspensión	Fertilizante	Cantidad (g/planta)
A	Nitrato de amonio (NH ₄ NO ₃)	1.14
	Nitrato de potasio (KNO ₃)	0.31
	Fosfato de potasio monobásico (KH ₂ PO ₄)	0.22
B	Nitrato de amonio (NH ₄ NO ₃)	1.26
	Sulfato de potasio (K ₂ SO ₄)	0.27
	Fosfato de potasio monobásico (KH ₂ PO ₄)	0.22
C	Nitrato de amonio (NH ₄ NO ₃)	1.26
	Sulfato de potasio (K ₂ SO ₄)	0.40
	Fosfato de calcio monohidratado (Ca(H ₂ PO ₄) ₂ *H ₂ O)	0.20

¹ Suspensión con los requerimientos de N, P y K de plantas de maíz durante los primeros 15 días de desarrollo. Las letras corresponden a suspensiones con la misma concentración de N, P y K pero aportadas con diferentes fertilizantes.

Las pruebas de solubilidad del quitosano y los fertilizantes para buscar una suspensión homogénea y sin problemas de precipitados, la cual se obtuvo adicionando primero el quitosano al ácido acético al 2% y posteriormente los fertilizantes (Figura 12A). Una secuencia distinta a la anterior disminuyó la solubilidad de la suspensión y produjo un recubrimiento no homogéneo en su composición (Figura 12B).

Los fertilizantes probados fueron: nitrato de potasio, nitrato de amonio y fosfato de potasio monobásico (Figura 12C), cuya evaluación de la solubilidad de los fertilizantes detectó que el sulfato de potasio (Figura 12D) y el fosfato de calcio monohidratado (Figura 12E) se precipitan al momento de agregarlos en la suspensión de quitosano. La concentración propuesta de cada fertilizante seleccionado para la suspensión final fue de cinco veces la cantidad requerida por semilla, la cual fue cubierta con: 1.55 g de

KNO_3 , 5.70 g de NH_4NO_3 y 1.10 g de KH_2PO_4 , en un volumen final de suspensión de 100 mL (Figura 12F), la cual fue suficiente para recubrir las cinco semillas. Esta proporción de quitosano: ácido acético: fertilizantes y forma de mezclado permitió obtener un recubrimiento homogéneo en la semilla, con un grosor fino a simple vista y una viscosidad que no ocasionó problemas al momento de realizar el recubrimiento.

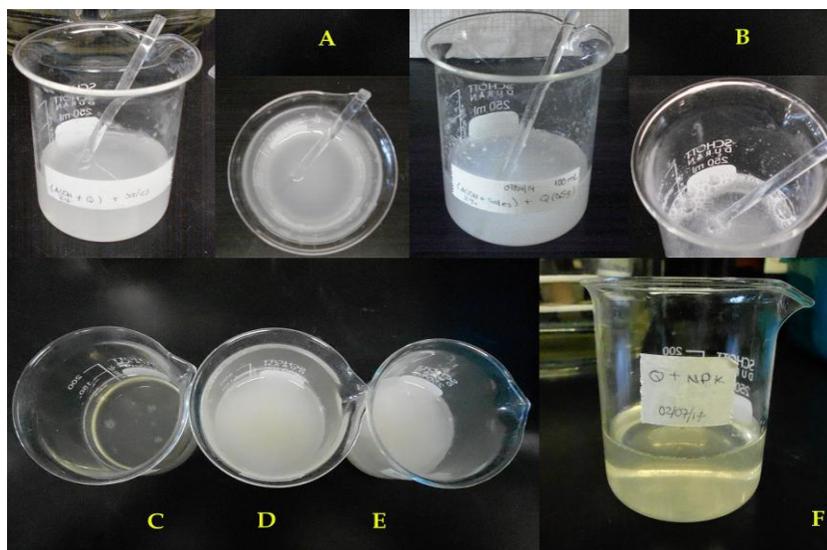


Figura 12. Solubilidad de los fertilizantes y quitosano. A) Suspensión obtenida adicionando primero el quitosano y luego los fertilizantes; B) Suspensión obtenida adicionando primero los fertilizantes y luego el quitosano; C y F) Suspensión de quitosano con KNO_3 , NH_4NO_3 y KH_2PO_4 ; D) Suspensión de quitosano con KH_2PO_4 , NH_4NO_3 y K_2SO_4 ; E) Suspensión de quitosano con NH_4NO_3 , K_2SO_4 y $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4) \cdot \text{H}_2\text{O}$

Solubilización de alginato de sodio

Para la preparación de una película de alginato de calcio, la materia prima fue alginato de sodio, polímero soluble en agua. Para generar el alginato de calcio se procedió a recubrir las semillas con alginato de sodio y dejarlas caer en una solución saturada de iones calcio, donde se intercambian los iones de sodio por calcio. En este apartado únicamente se describe cómo se realizaron las pruebas para determinar la concentración adecuada de alginato de sodio a usar para elaborar una suspensión que permitiese recubrir adecuadamente la semilla de maíz. Se evaluaron concentraciones de alginato de sodio de 3, 5 y 10% (p/v), cuyas suspensiones se agitaron por 30 min a velocidad media en un agitador magnético "Thermolyne". La concentración mínima de

alginate de sodio que produjo un recubrimiento suficiente y homogéneo fue de 5%, ya que las concentraciones menores afectaron la consistencia del recubrimiento.

También se hicieron pruebas para verificar si la concentración de alginate de sodio (5%) permitía que se solubilizaran las cantidades de fertilizantes propuestas: 1.55 g de KNO_3 , 5.70 g de NH_4NO_3 y 1.10 g de KH_2PO_4 , en un volumen final de suspensión de 100 mL. Los resultados obtenidos confirmaron que tales cantidades de fertilizantes podían solubilizarse en la suspensión de alginate de sodio al 5%, y lograr una suspensión homogénea y sin problemas de precipitados. La suspensión final de alginate de sodio al 5% y los fertilizantes permitió un recubrimiento adecuado de las semillas de maíz, sin limitar la solubilidad de los fertilizantes.

6.3.2 Evaluación y selección de la técnica de recubrimiento

Como se señaló previamente, el tratamiento de semillas es una alternativa para mejorar su germinación y la calidad de las plántulas. Las semillas recubiertas con capas higroscópicas mejoran la absorción de agua que permite una germinación uniforme, que junto con los elementos del recubrimiento (fungicidas, insecticidas, etc.) las protegen de las condiciones adversas en la germinación.

Los hidrogeles o matrices poliméricas aplicados al material vegetal deben también ser capaces de retener los nutrientes con los que éste se alimenta; más aún, deben permitir el intercambio gaseoso resultante de la respiración del embrión, es decir, la difusión del oxígeno hacia el interior y del CO_2 hacia el exterior (López, 2012). Por ello, es importante determinar las características de cada técnica de recubrimiento y conocer las cualidades de los materiales que pueden afectar el proceso, con el fin de elegir la técnica más adecuada acorde a los objetivos del recubrimiento.

La evaluación de las técnicas de recubrimiento con suspensiones de quitosano (3%) y alginate de sodio (5%), se hizo para seleccionar la que produjera un recubrimiento

sólido, uniforme y homogéneo sobre la superficie de la semilla. La retención de cualquier producto en las semillas depende de la adherencia de los productos aplicados, la compatibilidad entre las diferentes formulaciones utilizadas y las características de la cubierta de la semilla (Avelar *et al.*, 2012). Las técnicas de recubrimiento seleccionadas en esta investigación fueron: aspersión manual y gelificación iónica, ambas muy comunes en el tratamiento de semillas por su facilidad metodológica y bajo costo.

La aspersión manual consistió en solubilizar los materiales requeridos para recubrir la semilla y un adherente, que en este caso fueron los fertilizantes y el polímero. Una vez preparada la suspensión de recubrimiento, ésta fue asperjada procurando cubrir toda la superficie de la semilla, y luego el recubrimiento se secó al aire libre por 48 horas. La técnica de aspersión manual no logró un recubrimiento uniforme en ambas caras de la semilla debido a que el recubrimiento se adhería a la superficie donde eran colocadas y una parte de la semilla quedaba sin recubrimiento. Además, la alta viscosidad de las suspensiones de los dos polímeros (quitosano al 3% y alginato de sodio al 5%) impedía su aspersión en la semilla.

Por su parte, la gelificación iónica, técnica en la que la formación de la cubierta de la partícula sucede por efecto de la reacción entre un polisacárido y un ión de carga opuesta, fue la indicada para recubrir las semillas porque permitió que los recubrimientos fueran aplicados sin problemas de adherencia u homogeneidad en la superficie de la semilla. Así, las semillas se recubrieron con las diferentes suspensiones preparadas mediante la técnica de gelificación iónica.

Gelificación con quitosano

El quitosano es un polication que interactúa mediante fuerzas electrostáticas con aniones o moléculas aniónicas para gelificarse. Debido a la formación de complejos entre las especies con carga opuesta, gelificación iónica con quitosano forma películas

coloidales. La eficiencia del método de gelificación iónica es dependiente de la masa molecular y grado de desacetilación del quitosano. Cuanto mayor es el peso molecular del quitosano, existe mayor número de grupos amino-protonados en una solución ácida de quitosano. De este modo hay un mayor número de cargas positivas que pueden interaccionar con cargas negativas, lo que se traduce en un mayor grado de entrecruzamiento y, por lo tanto, una mayor eficiencia de gelificación (Rodríguez *et al.*, 2010).

La técnica utilizada para gelificar el quitosano fue la propuesta por Trasviña y Louvier (2010), quienes elaboraron perlas y películas de quitosano gelificando con hidróxido de sodio (NaOH) 1N. La técnica consistió en preparar una suspensión de quitosano con varias concentraciones (0.5, 1, 2 y 3%) diluidas en ácido acético al 1% agitadas por 1 hora, las cuales se dejaron reposar hasta que desaparecieron las burbujas (aprox. 2 horas). Posteriormente se dejaron caer gotas de cada una de las suspensiones, con una jeringa que controló el volumen de la gota, en una solución de NaOH 1N para gelificarlas. La forma de las perlas fue determinada por la concentración de quitosano y el diámetro de la jeringa. Una vez formadas las perlas fueron secadas en una estufa a 60°C por 24 horas y se neutralizaron con agua destilada. La mejor suspensión fue quitosano al 3% porque originó perlas estables y homogéneas, ya que a concentraciones menores de quitosano fue imposible formarlas.

La técnica de Trasviña y Louvier (2010) fue modificada con el objetivo de determinar la concentración adecuada de NaOH para gelificar el quitosano, ya que la alcalinidad del NaOH puede dañar la superficie de la semilla. Durante el proceso se evaluó el tiempo mínimo necesario para lograr una gelificación estable del quitosano. Las semillas fueron sumergidas en la suspensión de quitosano e inmediatamente después se dejaron caer en las diferentes soluciones de NaOH en concentraciones de 0.5 y 1N, por 5, 60 y 180 min. Los resultados obtenidos en las pruebas de gelificación iónica de quitosano indicaron que el recubrimiento se gelifica en ambas soluciones de NaOH evaluadas (0.5 y 1N), sin diferencias físicas notables del recubrimiento.

Sin embargo, al incrementar la concentración de NaOH, la superficie de la semilla fue afectada, por lo que se eligió la solución de NaOH 0.5 N. En la evaluación de los tiempos de inmersión se determinó que el menor tiempo necesario para obtener recubrimientos estables y homogéneos de quitosano fue de 5 minutos (Figura 13). Las semillas recubiertas obtenidas se dejaron secar al aire libre por 24 horas, tiempo suficiente para lograr un secado adecuado del recubrimiento. En las pruebas preliminares de germinación en semillas así recubiertas no se detectaron efectos visibles sobre la capacidad germinativa de la semilla.

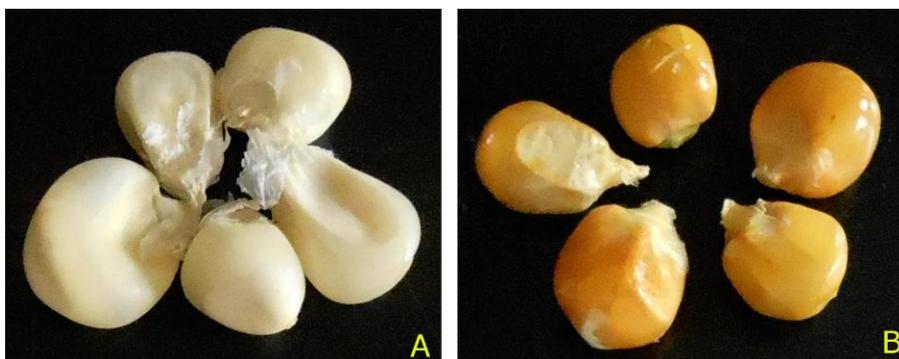


Figura 13. A) Semillas de maíz sin recubrir, y B) semillas recubiertas con quitosano al 3%.

Gelificación con alginato de sodio

Los alginatos son polisacáridos lineales poliiónicos e hidrofílicos no ramificados que presentan cantidades variables de ácido (1,4) β -D-manurónico (Bloque M) y ácido α -L-gulurónico (Bloque G) que se distribuyen en secciones constituyendo bloques G (-GGG-), bloques M (-MMM-) o bloques M-G (-MGMG-). La formación de alginato de calcio se realiza cuando dos cadenas del bloque G del alginato de sodio se alinean, formando sitios de coordinación debido a la forma de bucles de estas cadenas. Estas cavidades formadas entre estas cadenas tienen el tamaño adecuado para acomodar un catión como el calcio.

Los grupos carboxilos y otros átomos de oxígeno electronegativos presentes en estas cadenas son ligandos favorables y permiten un alta grado de coordinación con los iones calcio, modelo denominado “caja de huevo”. Por esta características de los alginatos, se pueden emplear cationes polivalentes como agentes entrecruzantes para solidificar soluciones de alginato de sodio y formar geles mecánicamente estables, siendo el calcio el catión más empleado. Al suministrar este catión, empiezan a reemplazar al sodio en los extremos de los carboxilos del alginato. Por su valencia múltiple, este catión atrae electrostáticamente los extremos aniónicos de dos cadenas adyacentes de alginato. La estabilidad del gel formado depende de la composición química del alginato empleado y del catión polivalente entrecruzante empleado, requiriéndose que el medio de solidificación del alginato de sodio tenga una concentración mínima del ión entrecruzante que evite la disgregación del alginato entrecruzado, por ejemplo 0.003 M Ca^{2+} (González, 2009).

La gelificación de alginato de sodio se hizo con la técnica de gelificación externa descrita por Lupo *et al.* (2012), en la que la formación del gel inicia en la interfase hidrocoloide-solución de alginato y avanza hacia el interior, satura la superficie con iones calcio y desplaza los iones sodio de la sal de alginato. La técnica de gelificación externa consiste en adicionar gotas de alginato de sodio en una solución saturada de iones calcio. Los iones calcio de la solución sustituyen la mayor parte de los iones sodio del alginato y éste se gelifica, pasando de alginato de sodio a alginato de calcio. La fuente de calcio más utilizada en esta técnica es CaCl_2 debido a su mayor porcentaje de calcio disponible para la reacción.

Las soluciones de calcio evaluadas para gelificar el alginato de sodio al 5% en esta investigación fueron cloruro de calcio y acetato de calcio, cada una de las cuales se preparó a tres concentraciones: 0.03, 0.05 y 0.1M. El objetivo de estas pruebas fue determinar con cual solución y concentración se producía una película estable y homogénea sobre la semilla de maíz. Los resultados de esta fase demostraron que ambas soluciones (cloruro de calcio y acetato de calcio) producen un recubrimiento estable y homogéneo a una

concentración mínima de 0.05 M, ya que a concentraciones menores se compromete la estabilidad del recubrimiento (Figura 14). Las pruebas de germinación de semillas de maíz recubiertas con alginato de sodio y gelificadas en cloruro de calcio y acetato de calcio con una concentración de 0.05 M, sugieren que la gelificación del alginato de sodio con cloruro de calcio es mejor porque produce plántulas más vigorosas.

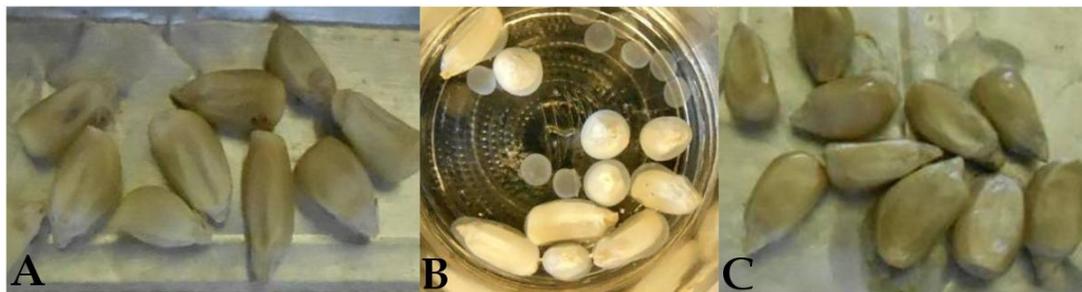


Figura 14. A) Semillas de maíz sin recubrir; B) Gelificación de alginato de sodio en cloruro de calcio 0.05M; C) Semillas de maíz recubiertas con alginato de calcio.

6.3.3 Preparación de los recubrimientos

Con los resultados que generaron las fases de solubilización de los polímeros y fertilizantes, así como la evaluación y selección de la técnica de recubrimiento se prepararon los recubrimientos finales. La concentración final de los polímeros fue: quitosano al 3% y alginato de sodio al 5%. Por otro lado, los fertilizantes utilizados fueron: nitrato de amonio, nitrato de potasio y fosfato de potasio monohidratado. Se utilizaron dos dosis de nutrientes y un testigo, para generar las diferentes suspensiones (Cuadro 19).

En las suspensiones finales se decidió agregar ácido salicílico, ya que autores como Larqué y Martín (2007) mencionan que favorece el crecimiento vegetal por estar involucrado en procesos fisiológicos como termogénesis, resistencia a patógenos, inducción a la floración, el crecimiento de raíces y absorción de nutrientes. Debido a estas cualidades del ácido salicílico, las suspensiones de los polímeros con fertilizantes fueron preparadas con este regulador del crecimiento en una concentración de 1×10^{-3} M,

para promover el crecimiento radical. La solución de ácido salicílico se agregó en una dosis de 10 mL por cada 100 mL de suspensión final de cada polímero, antes de agregar los fertilizantes. Así, las proporciones finales de cada polímero, fertilizante y ácido salicílico se describen en el Cuadro 19.

Cuadro 19. Descripción de las suspensiones finales evaluadas en la investigación.

SUSPENSIÓN	DESCRIPCIÓN ¹
1	Quitosano 3%
2	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 1 + AS
3	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 2 + AS
4	Alginato de sodio 5%
5	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 1 + AS
6	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 2 + AS

¹Dosis de fertilizante 1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, Dosis de fertilizante 2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, AS= 10 mL de ácido salicílico ($1 \times 10^{-3}M$) en 100 mL de suspensión final.

Siguiendo los pasos de la técnica general de preparación de las suspensiones y triturando en un mortero los fertilizantes adicionados en las suspensiones finales para facilitar su integración (Figura 15), el tiempo de preparación de los recubrimientos no rebasó los 30 minutos.

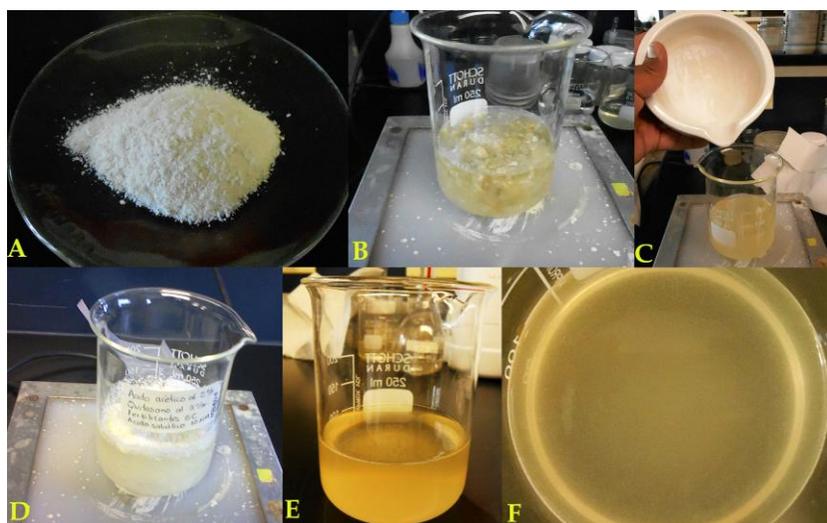


Figura 15. Preparación de las suspensiones finales para recubrir las semillas de maíz (ejemplo con quitosano). A) Polímero; B) Solubilización del polímero; C) Adición de los fertilizantes; D) Integración de los fertilizantes (mezclado); E y F) Suspensión final.

6.4 Evaluación de los recubrimientos

La fase final de la investigación se dividió en dos ensayos. El primer ensayo consistió en establecer en macetas con tezontle, semillas tratadas con cada recubrimiento en condiciones de invernadero y regadas únicamente con agua cada tercer día. En el segundo ensayo se evaluaron los recubrimientos finales en macetas con el mismo sustrato y se regadas con solución Steiner modificada.

6.4.1 Ensayo 1. Evaluación previa de recubrimientos

En el primer ensayo se prepararon los recubrimientos con mayor concentración de los polímeros (quitosano al 5% y alginato de sodio al 10%) y fertilizantes, debido a que no se logró recubrir las semillas con los 0.44 g de nitrógeno, 0.05 g de fósforo y 0.18 g de potasio propuestos. Esta medida se eligió porque fue posible incrementar la solubilidad de los fertilizantes y polímeros aplicando calor a las suspensiones en el proceso de solubilización.

Los diferentes tratamientos surgieron de la combinación de las dos variedades seleccionadas (HS-2 y CMS939083), dos polímeros (Quitosano y alginato de sodio) y tres dosis de fertilizantes (Sin fertilizante, Dosis 1 (2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K), Dosis 2 (4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K)), más un testigo por variedad (Cuadro 20). La evaluación de los recubrimientos con las suspensiones obtenidas se realizó a los 30 días después de la siembra. Estos tratamientos fueron aleatorizados como un diseño completamente al azar utilizando el programa SAS 9.0, para asignarse a cada unidad experimental.

Los resultados del Cuadro 20 muestran una disminución de la germinación con la aplicación de los recubrimientos con los polímeros, aunque este efecto no es igual en todos los tratamientos. Por un lado, la germinación de la variedad CMS939083 presentó mayor susceptibilidad a la presencia de los recubrimientos que la variedad HS-2, y el alginato de calcio produjo las mayores reducciones en los porcentajes de germinación en ambas variedades con respecto al quitosano. Esta reducción del porcentaje de

germinación pudo deberse al incremento de la concentración de los polímeros y fertilizantes, ya que los tratamientos testigo presentaron una germinación del 100%. Entre las semillas recubiertas destacan los tratamientos con quitosano en la variedad HS-2 porque permitieron una germinación igual al testigo (con excepción del tratamiento con la dosis 2 de fertilizante).

Cuadro 20. Germinación de semillas de maíz por tratamiento.

Tratamiento ¹	Semillas germinadas	Germinación ²
		%
HS-2 Testigo	15	100
HS-2 Q (5%)	15	100
HS-2 Q (5%) + D1 + AS	15	100
HS-2 Q (5%) + D2 + AS	11	73
HS-2 Al-Na (10%)	3	20
HS-2 Al-Na (10%) + D1 + AS	7	47
HS-2 Al-Na (10%) + D2 + AS	4	27
CMS939083 Testigo	15	100
CMS939083 Q (5%)	8	53
CMS939083 Qu (5%) + D1 + AS	5	33
CMS939083 Q (5%) + D2 + AS	2	13
CMS939083 Al-Na (10%)	4	27
CMS939083 Al-Na (10%) + D1 + AS	3	20
CMS939083 Al-Na (10%) + D2 + AS	6	40

¹Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-ácido salicílico. Así, Q= quitosano; Al-Na= alginato de sodio; D1= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, D2= 4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K y AS= 10 mL de ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión. ² Porcentaje de germinación de un total de 15 semillas.

Las medias y desviaciones estándar de las variables medidas en las plantas de cada tratamiento se presentan en el Cuadro 21, donde se muestra también las plantas que se lograron en cada tratamiento en las unidades experimentales evaluadas.

Los datos de este experimento fueron sometidos a pruebas de normalidad y homocedasticidad. La prueba de normalidad de los errores fue la de Shapiro-Wilk, y la usada para verificar la homocedasticidad de las varianzas de los tratamientos fue la Prueba de Bartlett, ambas aplicadas con el programa SAS 9.0. Los resultados obtenidos de estas pruebas (Anexo A) expresan, con una confiabilidad del 95%, que los errores observados de los datos de las variables medidas se ajustan a una distribución normal y que las varianzas de todos los tratamientos es la misma.

Cuadro 21. Medias y desviaciones estándar de las variables medidas en plantas de maíz (30DDS)¹.

Tratamiento ²	UE ³	Diámetro de tallo	Altura de planta	Área foliar	Materia fresca Parte aérea	Materia fresca Raíz	Materia seca Parte aérea	Materia seca Raíz
		cm	cm	cm ²	g			
HS-2 Testigo	5	0.36 ±0.07	47.2 ±5.4	76.35 ±15.22	2.4832 ±0.6010	1.4293 ±0.6118	0.2328 ±0.0616	0.0812 ±0.0414
HS-2 Q (5%)	4	0.46 ±0.03	51.2 ±4.1	112.08 ±8.11	3.605 ±0.4079	2.4110 ±0.6752	0.3518 ±0.0304	0.1380 ±0.0365
HS-2 Q (5%) + D1 + AS	5	0.38 ±0.08	47.4 ±6.5	81.96 ±29.98	2.4632 ±0.8736	1.4995 ±1.0357	0.2552 ±0.1050	0.0917 ±0.0572
HS-2 Q (5%) + D2 + AS	4	0.44 ±0.05	48.5 ±3.6	99.04 ±31.31	2.9940 ±0.8693	1.6041 ±0.3535	0.2896 ±0.0801	0.1091 ±0.0248
HS-2 Al-Na (10%)	3	0.42 ±0.03	48.7 ±2.5	85.26 ±2.01	2.7797 ±0.2246	2.2830 ±0.4196	0.2743 ±0.0178	0.1350 ±0.0190
HS-2 Al-Na (10%) + D1 + AS	5	0.38 ±0.06	48.8 ±8.0	86.58 ±16.27	2.6526 ±0.5848	1.7708 ±0.6373	0.2745 ±0.0660	0.1163 ±0.0418
HS-2 Al-Na (10%) + D2 + AS	4	0.38 ±0.03	50.4 ±2.4	89.38 ±21.42	2.8214 ±0.6593	1.4964 ±0.4994	0.2769 ±0.0856	0.0977 ±0.0316
CMS939083 Testigo	5	0.44 ±0.02	52.0 ±5.0	87.94 ±10.75	2.6599 ±0.3218	2.1073 ±0.4403	0.3205 ±0.0363	0.1413 ±0.0268
CMS939083 Q (5%)	4	0.39 ±0.03	46.0 ±2.9	79.69 ±17.85	2.5849 ±0.5325	1.7312 ±0.396	0.2848 ±0.0735	0.1240 ±0.0259
CMS939083 Q (5%) + D1 + AS	4	0.36 ±0.05	41.5 ±7.6	61.25 ±18.21	1.9144 ±0.6284	1.0747 ±0.5518	0.2015 ±0.0695	0.0815 ±0.0347
CMS939083 Q (5%) + D2 + AS	2	0.40 ±0.00	48.3 ±9.5	87.14 ±15.91	2.6789 ±0.4404	1.8435 ±0.0368	0.2842 ±0.0448	0.1261 ±0.0044
CMS939083 Al-Na (10%)	4	0.40 ±0.07	42.5 ±9.4	69.11 ±20.25	2.2988 ±0.6879	1.5725 ±0.4666	0.2469 ±0.0818	0.1051 ±0.0286
CMS939083 Al-Na (10%) + D1 + AS	4	0.40 ±0.04	44.2 ±6.2	80.55 ±18.89	2.5733 ±0.5893	1.6429 ±0.4099	0.2645 ±0.0604	0.1104 ±0.0266
CMS939083 Al-Na (10%) + D2 + AS	5	0.40 ±0.07	45.0 ±4.5	83.11 ±17.13	2.8694 ±0.5719	1.6538 ±0.6487	0.2899 ±0.0687	0.1184 ±0.0428

¹Los valores son media±desviación estándar. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-ácido salicílico. Q= quitosano, Al-Na= alginato de sodio, D1= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, D2= 4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K y AS= 10 mL de ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión ³UE= unidades experimentales.

Para verificar que los datos cumplieran con los supuestos de normalidad y homocedasticidad, se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) como un diseño completamente al azar con arreglo factorial de tratamientos, y a una comparación de medias mediante la prueba de diferencias mínimas significativas (LSD, por sus siglas en inglés: Least Significant Difference), todo con el programa SAS 9.0. Los valores de las diferencias entre medias con $(Pr < F) < 0.1$ fueron considerados como significativos (Anexo B).

Los resultados del ANOVA (Anexo B), de los cuales se obtuvieron las significancias del Cuadro 22, muestran que la interacción entre las variedades y los polímeros presenta un efecto significativo en la mayoría de las variables medidas, con probabilidades entre 90 y 95%. Por su parte, el factor principal variedad es significativo con probabilidades entre el 90 y 95%, únicamente en las variables altura de planta, área foliar y materia fresca de la parte aérea. El factor dosis de fertilización fue significativo, con una probabilidad del 90%, en las variables de respuestas diámetro de tallo y materia fresca de parte aérea y raíz. Finalmente, la interacción entre los polímeros y las dosis de fertilizante presentó significancia con una probabilidad del 90% en las variables área foliar y materia fresca de la parte aérea.

Cuadro 22. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS)¹.

Factor/Interacción	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
Variedad (V)	ns	**	**	*	ns	ns	ns
Polímero (P)	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Dosis de fertilización (F)	*	ns	ns	*	*	ns	ns
Variedad x Polímero	***	*	*	ns	*	*	**
Variedad x D. fertilización	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Polímero x D. fertilización	ns	ns	*	*	ns	ns	ns
Var. x Pol. x D. de F.	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

¹Las significancias corresponden a: ns= no significativa, *=P<0.1, **=P<0.05 y ***=P<0.01. DT= diámetro de tallo, AP= altura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea y MSR= materia seca de raíz.

La comparación de medias de los factores e interacciones se realizó con una prueba LSD. Los resultados para el factor variedad muestran que el mejor comportamiento fue de HS-2 en las variables: altura de planta, área foliar y materia fresca de parte aérea, ya que presentaron las medias más altas en estas variables (Cuadro 23).

Cuadro 23. Prueba de medias del factor Variedad¹.

Tratamiento	Altura de planta	Área foliar	Materia fresca
	cm	cm ²	Parte aérea g
HS-2	48.8 a	89.41 a	2.8005 a
CMS939083	45.6 b	78.28 b	2.5175 b
DMS ²	3.1	10.18	0.2700

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD; con un $\alpha=0.05$ para las variables altura de planta y área foliar, y con un $\alpha=0.1$ para la variable materia fresca de la parte aérea. ²DMS= diferencia mínima significativa.

Considerando el factor dosis de fertilización, los resultados de la prueba LSD con una probabilidad del 90%, expresan que no hubo efecto positivo significativo de la aplicación de fertilizantes comparado con el testigo. Sin embargo, la adición de fertilizante en la dosis 1 (2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K) afectó negativamente, disminuyendo sus valores, las variables diámetro de tallo y materia fresca de parte aérea y raíz (Cuadro 24).

Cuadro 24. Prueba de medias del factor Dosis de fertilización¹.

Tratamiento ²	Diámetro de tallo cm	Materia fresca	
		Parte aérea g	Raíz
Testigo	0.41 a	2.7204 ab	1.8956 a
D1	0.38 b	2.4183 b	1.5123 b
D2	0.42 a	2.8644 a	1.6239 ab
DMS ³	0.03	0.3379	0.3254

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$. ²Testigo= sin fertilizantes, D1= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, D2= 4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K. ³DMS= diferencia mínima significativa.

Los resultados de la prueba LSD (significancia con $p < 0.1$) de la interacción entre las variedades y los polímeros, demostró que el tratamiento CT (Variedad CMS939083 Testigo, sin polímero) fue el de mejor comportamiento en la mayoría de la variables medidas, con excepción de la variable área foliar donde el mejor tratamiento fue HQ (Variedad HS-2 con quitosano) (Cuadro 25). Estos resultados exhiben un efecto negativo de los polímeros en la variedad CMS39083 ya que sus valores fueron menores que el tratamiento testigo (semilla sin recubrir), mientras que los tratamientos con la variedad HS-2, mostraron valores más altos que las semillas sin recubrir (Figura 16), adjudicándoles efectos favorables con la aplicación de polímeros.

Cuadro 25. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros¹.

Tratamiento ²	Diámetro de tallo cm	Altura de planta	Área foliar cm ²	Materia fresca Raíz g	Materia seca	
					Parte aérea	Raíz
HT	0.36 c	47.2 abc	76.35 b	1.4293 b	0.2328 c	0.0812 b
HQ	0.42 ab	48.9 ab	96.48 a	1.8121 ab	0.2955 ab	0.1113 ab
HA	0.39 abc	49.3 ab	87.18 ab	1.8074 ab	0.2753 abc	0.1148 ab
CT	0.44 a	52.0 a	87.94 ab	2.1073 a	0.3205 a	0.1413 a
CQ	0.38 bc	44.6 bc	73.80 b	1.4911 b	0.2513 bc	0.1074 ab
CA	0.42 abc	44.0 c	78.02 b	1.6254 ab	0.2689 abc	0.1118 ab
DMS ³	0.07	4.9	16.004	0.4905	0.0574	0.0360

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD. La prueba de medias utilizaron un $\alpha = 0.05$ para la variable diámetro de tallo y materia seca de raíz, y un $\alpha = 0.1$ para las demás variables del Cuadro 25. ²H= variedad HS-2, C= variedad CMS939083, T= testigo (sin polímero), Q= quitosano al 5% y A= alginato de sodio al 10%. ³DMS= diferencia mínima significativa.

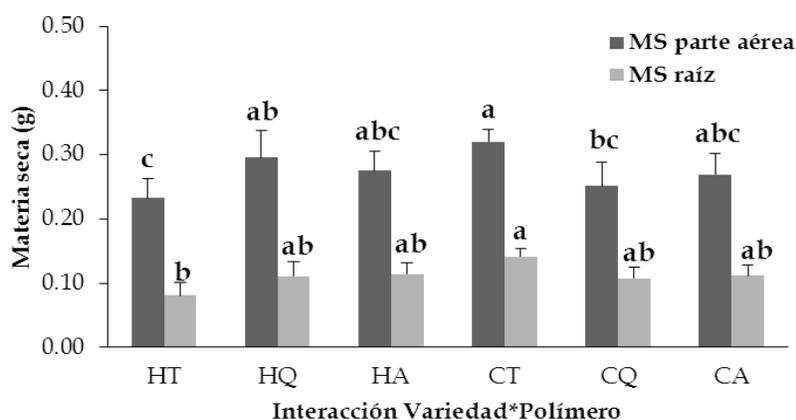


Figura 16. Separación de medias de la biomasa seca producida según la interacción entre las variedades y los polímeros con la prueba LSD (Parte aérea: $\alpha = 0.1$; Raíz: $\alpha = 0.05$).

Por otro lado, los resultados de la prueba LSD ($\alpha=0.1$) aplicada a la interacción polímero*fertilizante, revelaron que el mejor tratamiento fue quitosano sin fertilizante y quitosano con la dosis 2 de fertilización (4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K), ya que la dosis 1 de fertilización (2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K) en quitosano produjo un efecto negativo en la producción de materia fresca de la parte aérea y área foliar (Figura 17). Por su parte, los tratamientos con alginato de sodio no produjeron diferencias significativas con el testigo (Cuadro 26).

Cuadro 26. Prueba de medias de la interacción entre los polímeros y las dosis de fertilización¹.

Tratamiento ²	Área foliar	Materia fresca
	cm ²	Parte aérea g
Testigo	82.15 ab	2.5715 bc
Q	95.88 a	3.0950 a
QD1	72.75 b	2.2193 c
QD2	95.07 a	2.8890 ab
A	76.03 b	2.5049 bc
AD1	83.90 ab	2.6174 abc
AD2	85.90 ab	2.8481 ab
DMS ²	16.07	0.5116

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$. ²Testigo= sin polímero y sin fertilizante, Q= quitosano al 5%, A= alginato de sodio al 10%, D1= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, D2= 4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K. ²DMS= diferencia mínima significativa.

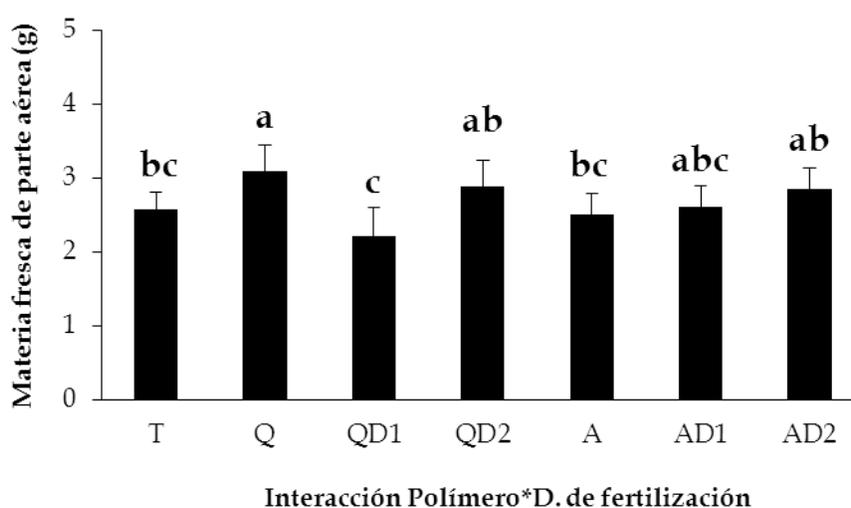


Figura 17. Separación de medias de la materia fresca de parte aérea según la interacción entre los polímeros y las dosis de fertilización con la prueba LSD ($\alpha=0.1$).

El vigor de las plantas de maíz de la variedad CMS939083 fue superior al de la variedad HS-2, al presentar los valores más altos en la mayoría de los tratamientos, lo cual no concuerdan con los valores obtenidos en la primera fase de la investigación, donde la variedad HS-2 fue superior. Aunque se observó un efecto significativo con probabilidades del 90-95% de la interacción entre las variedades y los polímeros en la mayoría de las variables medidas, los resultados obtenidos en esta fase no fueron concluyentes debido a una germinación afectada por presencia de hongos y por un recubrimiento excesivo. Por lo tanto, las diferencias no son consistentes para afirmar una influencia de los factores evaluados. Debido a estas anomalías, se realizó una segunda evaluación de los polímeros para subsanar las deficiencias descubiertas en esta fase de la investigación.

6.4.2 Ensayo 2. Evaluación final de recubrimientos.

Debido a que los recubrimientos (quitosano y alginato de calcio) afectaron la germinación de los diferentes tratamientos, se decidió repetir el experimento modificando la dosis de los polímeros y controlando el problema fúngico presente en las semillas de maíz. Las semillas de la variedad CMS9390983, fueron tratadas con un fungicida antes de recubrirlas (Figura 19A), pero no así, para las semillas de la variedad HS-2. Además se realizaron pruebas microbiológicas en PDA (Papa-dextrosa-agar) para determinar el origen de la contaminación. Los resultados determinaron que el hongo estaba presente en la semilla, por lo que las semillas de la variedad HS-2 fueron tratadas con un fungicida (Captán). Al resolver el problema fúngico, las semillas fueron recubiertas con las nuevas suspensiones (Figura 18), conservando el tratamiento testigo para cada variedad.



Figura 18. Suspensiones y recubrimientos finales. A) Semillas sin recubrir de las variedades seleccionadas (HS-2 y CMS939083); B) Suspensiones finales (Quitosano 3% y Alginato de sodio 5%); C) Semillas de la variedad HS-2 con los recubrimientos gelificados y D) Semillas de la variedad CMS939083 con los recubrimientos gelificados.

Finalmente, se prepararon las suspensiones con cantidades menores de polímero: Quitosano 3% y Alginato de sodio 5%, con las diferentes dosis de fertilizantes y ácido salicílico, las cuales se aplicaron a las semillas de las dos variedades de maíz seleccionadas (Cuadro 27).

Cuadro 27. Descripción de los tratamientos de la fase final¹.

VARIEDAD	DESCRIPCIÓN ¹	TRATAMIENTO
HS-2	Quitosano 3%	HQ
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 1 + AS	HQ1
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 2 + AS	HQ2
	Alginato de sodio 5%	HA
	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 1 + AS	HA1
	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 2 + AS	HA2
	Testigo	HT
CMS939083	Quitosano 3%	CQ
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 1 + AS	CQ1
	Quitosano 3% + Dosis de fertilizante 2 + AS	CQ2
	Alginato de sodio 5%	CA
	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 1 + AS	CA1
	Alginato de sodio 5% + Dosis de fertilizante 2 + AS	CA2
	Testigo	CT

¹ Dosis de fertilizante 1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, Dosis de fertilizante 2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K y AS= 10 mL de Ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión.

Las semillas de las dos variedades de maíz fueron recubiertas con las diferentes suspensiones y se secaron al aire libre por 24 horas (Figura 19). Estos tratamientos al igual que los anteriores fueron asignados a las unidades experimentales mediante aleatorización como un diseño completamente al azar con el programa SAS 9.0. La evaluación de los recubrimientos en esta fase se realizó en condiciones de invernadero, donde se establecieron 15 semillas por tratamiento, las cuales fueron regadas con solución nutritiva de Steiner sin macros (Anexo C). Para esto, se realizó un análisis del agua de riego con el objetivo de conocer la concentración de micronutrientes presentes (Anexo D) y con los resultados obtenidos se calcularon los nutrientes necesarios para completar los requerimientos de la solución nutritiva (Anexo E). Los riegos se realizaron diariamente en la mañana con un volumen de 0.3 L de solución nutritiva por maceta.



Figura 19. Semillas recubiertas de la evaluación final de la investigación. A) Semillas de la variedad HS-2 sin recubrir, B) Semillas de la variedad HS-2 recubiertas con quitosano, C) Semillas de la variedad HS-2 recubiertas con alginato de calcio, D) Semillas de la variedad CMS939083 sin recubrir, E) Semillas de la variedad CMS939083 recubiertas con quitosano y F) Semillas de la variedad CMS939083 recubiertas con alginato de calcio.

La medición de las variables se realizó en dos cosechas: 30 y 50 días después de la siembra. En cada cosecha se extrajo toda la planta de la maceta y se separó la parte aérea de la raíz con la finalidad de realizar las mediciones correspondientes a cada

sección de la planta. Las variables medidas fueron: porcentaje de germinación y desarrollo de las plantas (altura, área foliar, biomasa aérea y radical). Además, se realizó un análisis químico de la parte aérea y raíz, para determinar el efecto de los tratamientos en la concentración de nutrimentos en la planta.

Los recubrimientos evaluados mostraron un efecto adverso en la germinación de la semilla, reduciéndola en ambas variedades (HS-2 y CMS939083) con respecto al testigo (Figura 20). Estos resultados confirman que la concentración de los polímeros aún sigue interfiriendo en la germinación de las semillas, ya que los tratamientos testigo presentaron mayores porcentajes de germinación. Sin embargo, el tratamiento con alginato de calcio afectó en menor proporción a la variedad HS-2 en comparación con la variedad CMS939083.

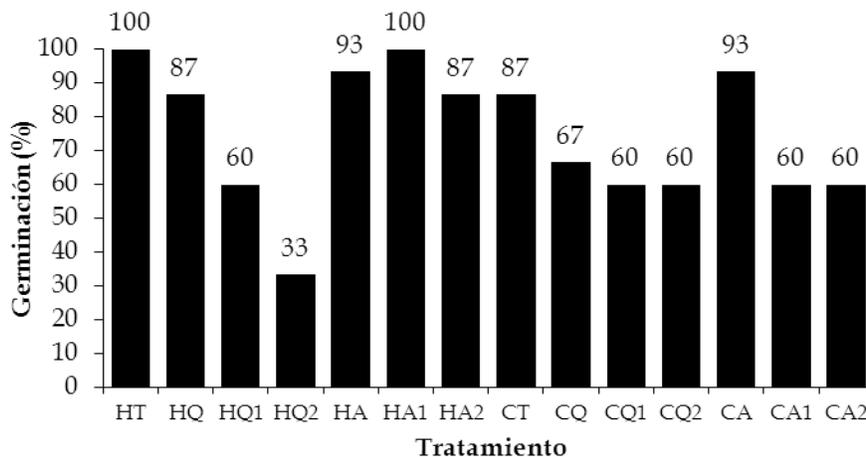


Figura 20. Porcentaje de germinación de los diferentes tratamientos establecidos en invernadero.

a) Primera cosecha (30 DDS)

Las mediciones realizadas en plantas de 30 días de edad fueron: diámetro de tallo, altura de planta, área foliar, biomasa de la parte aérea y raíz, y longitud radical. Los resultados de la longitud radical (media \pm desviación estándar) de las plantas de maíz con 30 días de desarrollo se presentan en el Cuadro 28.

Cuadro 28. Medias y desviaciones estándar de la longitud radical de plantas de maíz con 30 días de desarrollo¹.

Tratamiento ²	UE ³	Longitud radical
		cm
HS-2 Testigo	3	297.1 ±52.0
HS-2 Q (3%)	3	348.2 ±72.3
HS-2 Q (3%) + D1 + AS	3	339.8 ±93.7
HS-2 Q (3%) + D2 + AS	3	186.3 ±37.3
HS-2 Al-Na (5%)	3	305.0 ±160.8
HS-2 Al-Na (5%) + D1 + AS	3	364.7 ±43.6
HS-2 Al-Na (5%) + D2 + AS	3	311.5 ±40.7
CMS939083 Testigo	3	426.3 ±58.8
CMS939083 Q (3%)	3	343.2 ±70.3
CMS939083 Q (3%) + D1 + AS	3	301.0 ±115.9
CMS939083 Q (3%) + D2 + AS	3	314.9 ±43.1
CMS939083 Al-Na (5%)	3	502.8 ±100.1
CMS939083 Al-Na (5%) + D1 + AS	3	434.1 ±86.7
CMS939083 Al-Na (5%) + D2 + AS	3	264.1 ±38.6

¹Los valores son media±desviación estándar. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-Ácido salicílico. Q= quitosano, Al-Na= alginato de sodio, D1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, D2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K y AS= 10 mL de Ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión. ³UE= Unidades experimentales. Para la medición de la longitud radical se midió la raíz de 3 plantas por tratamiento seleccionadas al azar.

En esta fase de la investigación se realizaron análisis químicos de la parte aérea y raíz de los diferentes tratamientos. Las medias y desviaciones estándar de cada tratamiento se presentan en el Cuadro 29.

Cuadro 29. Medias y desviaciones estándar de la concentración de nutrimentos en la parte aérea y raíz de plantas de maíz (30 DDS)¹.

Tratamiento	UE ²	PARTE AÉREA			RAÍZ		
		Nitrógeno	Fósforo	Potasio	Nitrógeno	Fósforo	Potasio
		%			%		
HT ³	1	2.82	0.38	5.04	1.32	0.14	0.97
HQ	3	2.66 ±0.24	0.39 ±0.06	4.04 ±0.32	1.46 ±0.37	0.16 ±0.01	0.94 ±0.24
HA	3	2.57 ±0.08	0.37 ±0.05	4.61 ±0.26	1.40 ±0.12	0.17 ±0.02	0.93 ±0.12
CT ³	1	2.61	0.38	4.9	1.36	0.18	0.62
CQ	3	2.81 ±0.06	0.43 ±0.04	4.60 ±0.29	1.80 ±0.57	0.18 ±0.01	0.89 ±0.18
CA	3	2.93 ±0.10	0.42 ±0.03	5.01 ±0.41	1.44 ±0.08	0.19 ±0.02	0.81 ±0.17

¹Los valores son media±desviación estándar. Los tratamientos son: HT= HS-2 Testigo (sin recubrimiento), HQ= HS-2 con quitosano, HA= HS-2 con alginato de calcio, CT=CMS939083 Testigo (sin recubrimiento), CQ= CMS939083 con quitosano y CA= CMS939083 con alginato de calcio. ²UE= unidades experimentales. ³Las plantas testigo no tuvieron repeticiones, por lo tanto no se pudo calcular la desviación estándar.

Los resultados de las demás variables medidas en plantas de maíz con 30 días de desarrollo se muestran en el Cuadro 30, donde se presenta la media y desviación estándar de cada tratamiento.

Los datos de esta fase fueron analizados previamente con las pruebas de Shapiro-Wilk y Bartlett para verificar los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas con el programa SAS 9.0. Se encontró que los errores observados se ajustan a una distribución normal y la varianza es la misma en todos los tratamientos (Anexo F). Por lo tanto, los datos fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) como un diseño completamente al azar con arreglo factorial de tratamientos con dos testigos y la comparación de medias se hizo mediante una prueba LSD, todo ello empleando el programa SAS 9.0. Las diferencias entre medias de tratamientos se consideraron significativas cuando $(Pr < F) < 0.1$.

Cuadro 30. Media y desviación estándar de las variables medidas en plantas de maíz (30 DDS)¹.

Tratamiento ²	UE ³	Diámetro de tallo	Altura de planta	Área Foliar	Materia fresca Parte aérea	Materia fresca Raíz	Materia seca Parte aérea	Materia seca Raíz
		cm	cm	cm ²	g	g	g	g
HS-2 Testigo	5	0.41 ±0.04	33.9 ±4.7	56.84 ±15.44	1.6446 ±0.5763	0.9380 ±0.2866	0.1592 ±0.0426	0.0661 ±0.0100
HS-2 Q (3%)	5	0.40 ±0.04	36.4 ±2.6	67.76 ±14.34	2.0271 ±0.4964	1.4653 ±0.2173	0.1665 ±0.0292	0.0696 ±0.0051
HS-2 Q (3%) + D1 + AS	5	0.38 ±0.03	30.2 ±5.1	46.10 ±11.50	1.4068 ±0.1363	0.9596 ±0.2249	0.1136 ±0.0147	0.0529 ±0.0080
HS-2 Q (3%) + D2 + AS	4	0.37 ±0.03	26.7 ±2.4	41.21 ±5.98	1.2522 ±0.2737	0.8494 ±0.2281	0.1169 ±0.0277	0.0595 ±0.0128
HS-2 Al-Na (5%)	4	0.40 ±0.04	37.5 ±5.4	65.91 ±17.71	1.7240 ±0.6301	1.0146 ±0.3620	0.1643 ±0.0483	0.0579 ±0.0174
HS-2 Al-Na (5%) + D1 + AS	5	0.40 ±0.05	33.1 ±4.5	55.41 ±14.08	1.6596 ±0.4362	0.8642 ±0.2646	0.1378 ±0.0325	0.0519 ±0.0166
HS-2 Al-Na (5%) + D2 + AS	5	0.41 ±0.01	27.4 ±3.5	46.52 ±2.89	1.3738 ±0.2258	0.9052 ±0.2513	0.1168 ±0.0229	0.0522 ±0.0025
CMS939083 Testigo	4	0.41 ±0.05	31.6 ±2.0	52.36 ±6.07	1.4946 ±0.1219	0.8101 ±0.1081	0.1350 ±0.0237	0.0444 ±0.0092
CMS939083 Q (3%)	4	0.41 ±0.05	33.4 ±8.3	50.79 ±16.36	1.5747 ±0.4141	0.7975 ±0.3733	0.1288 ±0.0462	0.0437 ±0.0197
CMS939083 Q (3%) + D1 + AS	4	0.40 ±0.02	30.1 ±2.4	48.01 ±10.76	1.3720 ±0.2012	0.5416 ±0.3383	0.1155 ±0.0179	0.0353 ±0.0069
CMS939083 Q (3%) + D2 + AS	5	0.40 ±0.03	30.2 ±5.4	46.82 ±12.67	1.5931 ±0.3690	0.8859 ±0.2611	0.1298 ±0.0311	0.0437 ±0.0131
CMS939083 Al-Na (5%)	5	0.44 ±0.04	34.4 ±2.9	64.39 ±10.50	2.0611 ±0.3509	1.1754 ±0.2896	0.1702 ±0.0314	0.0546 ±0.0103
CMS939083 Al-Na (5%) + D1 + AS	5	0.43 ±0.02	34.8 ±1.9	60.42 ±4.34	1.8064 ±0.1776	0.9082 ±0.1212	0.1586 ±0.0108	0.0463 ±0.0050
CMS939083 Al-Na (5%) + D2 + AS	5	0.38 ±0.03	29.4 ±7.2	42.46 ±8.41	1.2748 ±0.2847	0.3986 ±0.1930	0.1236 ±0.0321	0.0413 ±0.0114

¹Los valores son media±desviación estándar. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-Ácido salicílico. Q= quitosano, Al-Na= alginato de sodio, D1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, D2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K y AS= 10 mL de ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión. ³UE= unidades experimentales.

De los resultados del ANOVA (Anexos G y H) se obtuvieron las significancias del Cuadro 31, las cuales muestran que el factor dosis de fertilización presentó un efecto significativo con probabilidades entre 95 y 99%, sobre la mayoría de las variables medidas en las plantas de maíz (30 DDS). El factor variedad afectó significativamente a la biomasa radical con una probabilidad del 99%, y a la variable longitud radical con una probabilidad del 95%. Por su parte, la interacción entre las variedades, los polímeros, las dosis de fertilización y los tratamientos testigo, con probabilidades entre 90 y 99%, afectó significativamente el diámetro de tallo, materia fresca de la parte aérea y raíz, y la longitud radical.

Cuadro 31. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS)¹.

Tratamiento	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR	LR
Variedad (V)	ns	ns	ns	ns	***	ns	***	**
Polímero (P)	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	*
Dosis de fertilización (F)	ns	***	***	***	***	***	**	***
Variedad x Polímero	ns	ns	ns	ns	ns	ns	*	ns
Variedad x D. fertilización	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Polímero x D. fertilización	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Var. x Pol. x D. de F.	*	ns	ns	*	***	ns	ns	**

¹Las significancias corresponden a: ns= no significativa, *=P<0.1, **=P<0.05 y ***=P<0.01. DT= diámetro de tallo, AP= altura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea, MSR= materia seca de raíz y LR=longitud radical.

El ANOVA realizado a los resultados del análisis químico de las plantas de maíz con 30 días de desarrollo (Anexo I), evidenció un efecto significativo del factor variedad sobre la concentración de nitrógeno y potasio en hoja, y fósforo en raíz con probabilidades entre 90 y 99% (Cuadro 32). Por su parte, el factor polímero afectó significativamente la concentración de potasio en hoja. Finalmente, la concentración de nitrógeno en hoja fue afectada significativamente por la interacción entre las variedades y los polímeros con una probabilidad del 90%.

Cuadro 32. Significancia estadística de los factores e interacciones en los datos de concentración nutrimental en plantas de maíz (30 DDS)¹.

Tratamiento	Nitrógeno en hoja	Fósforo en hoja	Potasio en hoja	Nitrógeno en raíz	Fósforo en raíz	Potasio en raíz
Variedad (V)	**	ns	*	ns	***	ns
Polímero (P)	ns	ns	**	ns	ns	ns
Interacción V*P	*	ns	ns	ns	ns	ns

¹Las significancias corresponden a: ns= no significativa, *=P<0.1, **=P<0.05 y ***=P<0.01.

La comparación de medias de los factores e interacciones significativas se realizó con una prueba LSD. Los resultados muestran que la variedad HS-2 presentó valores más altos en materia fresca y seca de raíz, mientras que la longitud radical fue mayor en la variedad CMS939083 (Cuadro 33).

Cuadro 33. Prueba de medias del factor Variedad¹.

Tratamiento	Materia fresca raíz	Materia seca raíz	Longitud radical
	g		cm
HS-2	1.0035 a	0.0586 a	307.5 b
CMS939083	0.7949 b	0.0445 b	369.5 a
DMS ²	0.1289	0.0057	50.8

¹Letras distintas en una misma columna indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

El factor polímero no mostró diferencias significativas de longitud radical entre los tratamientos con la prueba LSD ($\alpha=0.1$ y DMS=58.77). Sin embargo, la Figura 21 muestra una reducción de la longitud radical en los tratamientos con quitosano comparada con el testigo.

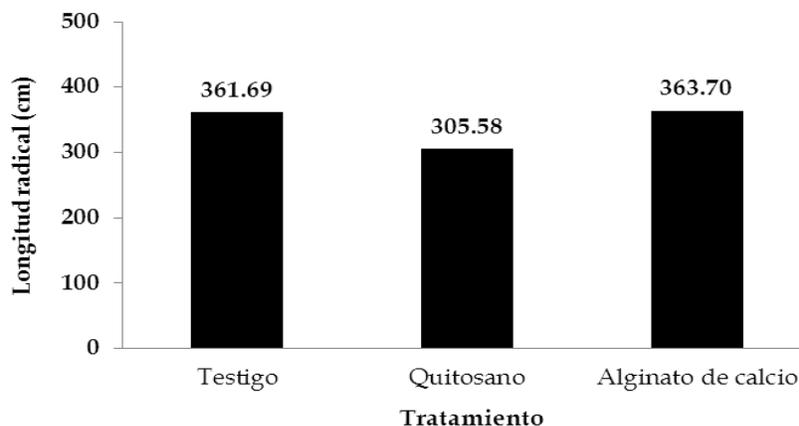


Figura 21. Valores de la media de los tratamientos, según el polímero utilizado como recubrimiento.

La dosis de fertilización (cantidad de fertilizante adicionado a la suspensión de los polímeros) en conjunto con la aplicación de ácido salicílico, fue el factor con mayor impacto en las variables medidas en las plantas con 30 días de desarrollo, evidenciando un efecto negativo de la adición de fertilizantes y ácido salicílico a los polímeros, ya que el tratamiento testigo presentó los valores más altos en todas las variables medidas con una probabilidad del 95%, según los resultados presentados en el Cuadro 34.

Cuadro 34. Prueba de medias del factor Dosis de fertilización¹.

Tratamiento ²	Altura de planta	Área foliar	Materia fresca		Materia seca		Longitud radical
	cm	cm ²	P. aérea	Raíz	P. aérea	Raíz	
			g				cm
Testigo	34.6 a	60.04 a	1.7717 a	1.0512 a	0.1553 a	0.0569 a	370.4 a
D1	32.1 a	52.72 b	1.5712 ab	0.8330 b	0.1322 b	0.0472 b	359.9 a
D2	28.5 b	44.41 c	1.3799 b	0.7550 b	0.1220 b	0.0486 b	269.2 b
DMS ³	02.8	07.18	0.2281	0.1600	0.0191	0.0070	63.3

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²Testigo= sin fertilizantes, D1= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, D2= 4.4 g N, 0.5 g P y 1.8 g K. ³DMS= Diferencia mínima significativa.

La mayor aportación de nutrientes en los recubrimientos evaluados, produjo una longitud de raíz menor con la dosis D2, lo que sugiere un abastecimiento adecuado. La menor longitud de ésta evita que la raíz explore un mayor volumen de sustrato, ya que tiene disponible los nutrientes que necesita (Figura 22). Estos resultados explican la

menor producción de materia seca y longitud radical de las variedades de maíz evaluadas.

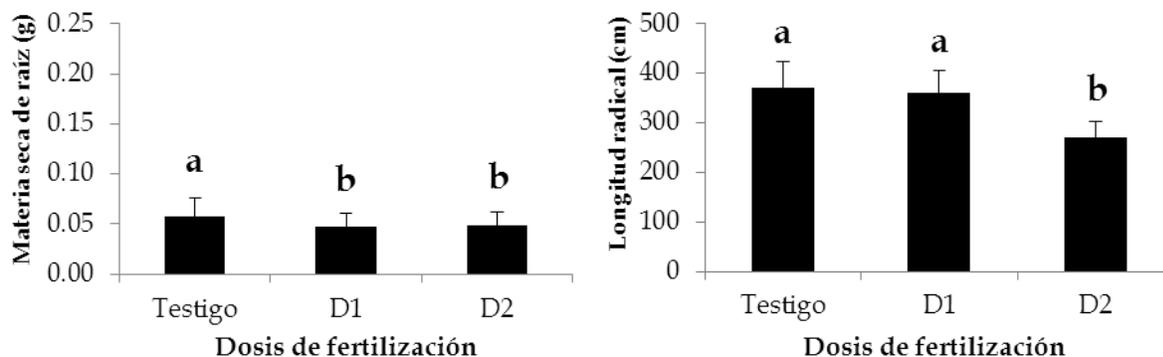


Figura 22. Separación de medias de la materia seca y longitud radical según el factor dosis de fertilización con la prueba LSD ($\alpha=0.05$).

La comparación de medias de la interacción entre las variedades, los polímeros y las dosis de fertilización ($P<0.05$), mostró que las semillas recubiertas únicamente con los polímeros, presentaron los valores más altos de diámetro de tallo, longitud radical, y materia fresca de la parte aérea y raíz, comparados con los tratamientos donde se adicionó fertilizantes y ácido salicílico (Cuadro 35).

Cuadro 35. Prueba de medias de los tratamientos finales en plantas de maíz (30DDS)¹.

Tratamiento ²	Diámetro de tallo	Longitud Radical	Materia fresca	
			Parte aérea	Raíz
	cm		g	
HS-2 Testigo	0.41 abcd	297.1 cde	1.6446 bcde	0.9380 bc
HS-2 Q (3%)	0.40 abcd	348.2 bcd	2.0271 ab	1.4653 a
HS-2 Q (3%) + D1 + AS	0.38 cd	339.8 bcd	1.4068 cde	0.9596 bc
HS-2 Q (3%) + D2 + AS	0.37 d	186.3 e	1.2522 e	0.8494 bcd
HS-2 Al-Na (5%)	0.40 bcd	305.0 bcde	1.7240 abcd	1.0146 bc
HS-2 Al-Na (5%) + D1 + AS	0.40 bcd	364.7 bcd	1.6596 abcde	0.8642 bcd
HS-2 Al-Na (5%) + D2 + AS	0.41 abc	311.5 bcde	1.3738 de	0.9052 bc
CMS939083 Testigo	0.41 abc	426.3 abc	1.4946 cde	0.8101 cd
CMS939083 Q (3%)	0.41 abc	343.2 bcd	1.5747 cde	0.7975 cd
CMS939083 Q (3%) + D1 + AS	0.40 bcd	301.0 bcde	1.3720 de	0.5416 de
CMS939083 Q (3%) + D2 + AS	0.40 abcd	314.9 bcde	1.5931 cde	0.8859 bc
CMS939083 Al-Na (5%)	0.44 a	502.8 a	2.0611 a	1.1754 ab
CMS939083 Al-Na (5%) + D1 + AS	0.43 ab	434.1 ab	1.8064 abc	0.9082 bc
CMS939083 Al-Na (5%) + D2 + AS	0.38 cd	264.1 de	1.2748 e	0.3986 e
DMS ³	0.04	134.3	0.4079	0.3429

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$ para diámetro de tallo y materia fresca de parte aérea, y un $\alpha=0.05$ para longitud radical y materia fresca de raíz. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-Ácido salicílico. Q= quitosano, Al-Na=alginato de sodio, D1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, D2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K y AS= 10 mL de ácido salicílico ($1 \times 10^{-3}M$); cada uno en 100 mL de suspensión. ³DMS= diferencia mínima significativa.

A diferencia de lo arriba discutido, los resultados obtenidos sugieren un efecto positivo de los polímeros evaluados en la turgencia de los tejidos de la planta y longitud radical. Sin embargo, el comportamiento de los polímeros en las variedades fue diferente, ya que el alginato de calcio generó valores más altos de las variables mencionadas en la variedad CMS939083, mientras que en la variedad HS-2, el mejor polímero fue el quitosano. Esto se puede confirmar con los valores obtenidos en la comparación de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros con una probabilidad del 90% en la variable materia seca de raíz, donde el recubrimiento con quitosano fue superior al recubrimiento con alginato de calcio en la variedad HS-2; en cambio, en la variedad CMS939083, los valores de materia seca de raíz fueron similares entre los polímeros (Cuadro 36).

Cuadro 36. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros¹.

Tratamiento ²	Materia seca
	Raíz
	g
HT	0.0661 a
HQ	0.0608 ab
HA	0.0537 bc
CT	0.0444 cd
CQ	0.0411 d
CA	0.0474 cd
DMS ³	0.0094

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$. ²H= Variedad HS-2, C= Variedad CMS939083, T= Testigo (Sin polímero), Q= Quitosano al 5% y A= Alginato de sodio al 10%. ³DMS= Diferencia mínima significativa.

Los resultados de concentración nutrimental de nitrógeno, fósforo y potasio en plantas de maíz con 30 días de desarrollo se sometieron a una prueba LSD, donde se encontró que la variedad CMS939083 presentaba concentraciones mayores de nitrógeno y potasio en hoja, y de fósforo en raíz, en comparación con la variedad HS-2 (Cuadro 37).

Cuadro 37. Prueba de medias del factor Variedad¹.

Tratamiento	HOJA		RAIZ
	Nitrógeno	Potasio	Fósforo
		%	
HS-2	2.64 b	4.43 b	0.16 b
CMS939083	2.83 a	4.82 a	0.19 a
DMS ²	0.17	0.32	0.02

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$ para potasio en hoja y un $\alpha=0.05$ para nitrógeno en hoja y fósforo en raíz. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

La concentración de nutrimentos en la hoja fue afectada por los recubrimientos en las semillas, ya que la concentración de potasio disminuyó con la aplicación quitosano, lo cual no ocurrió con alginato (Cuadro 38).

Cuadro 38. Prueba de medias del factor Polímero¹.

Tratamiento	Potasio en hoja
	%
Testigo	4.97 a
Quitosano	4.32 b
Alginato de calcio	4.81 ab
DMS ²	0.56

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

La concentración de nitrógeno en la hoja presentó un comportamiento según la variedad y el polímero, ya que en la variedad HS-2 los polímeros disminuyeron su concentración, mientras que en la variedad CMS939083 la aumentaron con respecto al testigo. Así, el alginato de calcio presentó una mayor concentración de nitrógeno en hojas de la variedad CMS939083 con respecto al testigo, la cual fue significativamente diferente (Cuadro 39).

Cuadro 39. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros¹.

Tratamiento	Nitrógeno en hoja
	%
HS-2 Testigo	2.82 ab
HS-2 Quitosano	2.65 b
HS-2 Alginato de calcio	2.57 b
CMS939083 Testigo	2.61 b
CMS939083 Quitosano	2.81 ab
CMS939083 Alginato de calcio	2.93 a
DMS ²	0.27

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

Si bien los efectos de los tratamientos en las variables medidas fueron diversos, los mejores resultados se presentaron en semillas de la variedad HS-2 con recubrimiento de polímeros pero sin fertilizante, donde el alginato de calcio tuvo los valores más altos de las variables medidas.

b) Segunda cosecha (50 DDS)

Las plantas cosechadas con 50 días de desarrollo fueron medidas y se registraron datos de: diámetro de tallo, altura de planta, área foliar y biomasa de la parte aérea y raíz. En el Cuadro 40 se presentan las medias y desviaciones estándar de los datos tratamientos, en cada una de estas variables. En el Cuadro 41, se presentan los resultados de los análisis químicos realizados en la parte aérea y raíz de las plantas de maíz en los diferentes tratamientos.

Los datos cumplen los supuestos de normalidad y homocedasticidad con una confiabilidad del 95% (según prueba de Shapiro-Wilk y Bartlett), ya que los errores observados se ajustan a una distribución normal y la varianza es la misma en todos los tratamientos (Anexo J). Por lo tanto, los datos fueron sometidos a un ANOVA como un diseño completamente al azar con arreglo factorial de tratamientos y la comparación de medias se hizo mediante una prueba LSD, empleando el programa SAS 9.0. Las diferencias entre medias de tratamientos se consideraron significativas cuando $(Pr < F) < 0.1$.

Cuadro 40. Medias y desviaciones estándar de las variables medidas en plantas de maíz (50DDS)¹.

Tratamiento ²	UE ³	Diámetro de tallo	Altura de planta	Área foliar	Materia fresca		Materia seca	
					Parte aérea	Raíz	Parte aérea	Raíz
		cm		cm ²	g		g	
HS-2 Testigo	4	0.47 ±0.03	45.3 ±5.6	114.56 ±27.19	3.1136 ±0.8020	2.6480 ±0.6924	0.3802 ±0.0937	0.1453 ±0.0392
HS-2 Quitosano (3%)	5	0.51 ±0.04	55.6 ±8.2	128.75 ±25.16	4.0918 ±1.0374	3.0018 ±0.3209	0.4369 ±0.1164	0.1625 ±0.0220
HS-2 Quitosano (3%) + D1 + AS	4	0.55 ±0.01	58.1 ±6.2	144.52 ±18.20	4.9279 ±0.9457	3.2711 ±0.1914	0.4900 ±0.0777	0.1748 ±0.0115
HS-2 Alginato de sodio (5%)	5	0.54 ±0.08	55.7 ±5.7	143.39 ±30.90	4.7405 ±1.2097	3.1307 ±0.6275	0.5290 ±0.1447	0.1664 ±0.0363
HS-2 Alginato de sodio (5%) + D1 + AS	4	0.62 ±0.07	61.2 ±13.4	171.52 ±43.28	6.0768 ±1.8731	3.6740 ±0.6983	0.6591 ±0.2083	0.1918 ±0.0276
HS-2 Alginato de sodio (5%) + D2 + AS	5	0.53 ±0.05	56.8 ±10.2	144.95 ±19.22	4.5225 ±0.8542	3.1525 ±0.4630	0.5390 ±0.1074	0.1614 ±0.0289
CMS939083 Testigo	5	0.60 ±0.06	58.5 ±5.2	167.49 ±19.71	4.9368 ±0.8726	3.4425 ±0.3957	0.5864 ±0.1021	0.1733 ±0.0237
CMS939083 Quitosano (3%)	5	0.56 ±0.04	58.3 ±9.2	154.22 ±36.24	5.0145 ±1.2030	2.5933 ±0.7021	0.5589 ±0.1451	0.1369 ±0.0400
CMS939083 Quitosano (3%) + D1 + AS	4	0.60 ±0.07	56.5 ±7.8	164.75 ±54.45	5.3337 ±1.9006	2.9467 ±0.8201	0.6129 ±0.2390	0.1625 ±0.0527
CMS939083 Quitosano (3%) + D2 + AS	3	0.53 ±0.04	53.2 ±2.9	140.11 ±17.79	4.0771 ±0.5760	2.2395 ±0.3288	0.4783 ±0.0287	0.1249 ±0.0184
CMS939083 Alginato de sodio (5%)	5	0.60 ±0.05	57.7 ±3.4	169.53 ±22.08	5.5166 ±0.7551	3.4386 ±0.7277	0.604 ±0.0789	0.1876 ±0.0387
CMS939083 Alginato de sodio (5%) + D1 + AS	5	0.54 ±0.03	57.3 ±3.3	140.33 ±23.25	4.5620 ±0.7477	2.7858 ±0.3511	0.4849 ±0.0838	0.1357 ±0.0230
CMS939083 Alginato de sodio (5%) + D2 + AS	5	0.59 ±0.04	56.8 ±5.3	160.05 ±24.72	5.1047 ±0.7152	3.2512 ±0.7148	0.5806 ±0.0975	0.1726 ±0.0363

¹Los valores son media±desviación estándar. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-Ácido salicílico. D1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, D2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K y AS= 10 mL de ácido salicílico (1x10⁻³M); cada uno en 100 mL de suspensión. ³UE= unidades experimentales.

Cuadro 41. Medias y desviaciones estándar de los tratamientos de recubrimiento de semillas de maíz, en la concentración de nutrimentos en la parte aérea y raíz de plantas de 50 días de edad¹.

Tratamiento	UE ²	PARTE AÉREA			RAÍZ		
		Nitrógeno	Fósforo	Potasio	Nitrógeno	Fósforo	Potasio
		%			%		
HT ³	1	1.83	0.13	4.89	1.12	0.11	1.19
HQ	2	1.85 ±0.04	0.13 ±0.00	5.44 ±0.38	1.12 ±0.05	0.12 ±0.00	0.96 ±0.15
HA	3	1.78 ±0.05	0.12 ±0.01	5.32 ±0.44	1.19 ±0.03	0.11 ±0.01	1.04 ±0.23
CT ³	1	1.91	0.14	4.72	1.10	0.10	0.70
CQ	3	1.87 ±0.11	0.13 ±0.01	4.75 ±0.22	1.35 ±0.09	0.10 ±0.01	1.01 ±0.18
CA	3	1.76 ±0.22	0.14 ±0.02	5.03 ±0.17	1.08 ±0.06	0.09 ±0.02	1.05 ±0.11

¹Los valores son media±desviación estándar. Los tratamientos son: HT= HS-2 Testigo (sin recubrimiento), HQ= HS-2 con quitosano, HA= HS-2 con alginato de calcio, CT=CMS939083 Testigo (sin recubrimiento), CQ= CMS939083 con quitosano y CA= CMS939083 con alginato de calcio. ²UE= unidades experimentales. ³Las plantas testigo no tuvieron repeticiones, por lo tanto no presentaron desviación estándar.

De los resultados del ANOVA (Anexo K) se obtuvieron las significancias de cada factor e interacción sobre las variables medidas. Estas significancias se muestran en el Cuadro 42. La interacción entre las variedades y de los polímeros presentó un efecto significativo sobre la mayoría de las variables medidas en las plantas de maíz (50 DDS) con probabilidades entre 90 y 95%. El factor variedad siguió mostrando un efecto significativo con una probabilidad del 95 al 99%, en el diámetro de tallo y área foliar. Por su parte, el factor polímero afectó significativamente ($P < 0.1$) la biomasa fresca de la parte aérea y raíz. Por último, la interacción entre las variedades, los polímeros y las dosis de fertilización afectó con una probabilidad del 95% las variables diámetro de tallo y materia seca de raíz.

Cuadro 42. Significancia estadística de los factores e interacciones de los datos obtenidos en plantas de maíz (50DDS)¹.

Tratamiento	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
Variedad (V)	***	ns	**	ns	ns	ns	ns
Polímero (P)	ns	ns	ns	*	*	ns	ns
Dosis de fertilización (F)	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Variedad x Polímero	**	*	ns	ns	**	*	ns
Variedad x D. fertilización	*	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Polímero x D. fertilización	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Var. x Pol. x D. de F.	**	ns	ns	ns	ns	ns	**

¹Las significancias corresponden a: ns= no significativa, *=P<0.1, **=P<0.05 y ***=P<0.01. DT= diámetro de tallo, AP= altura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea y MSR= materia seca de raíz.

De la misma forma que los datos de la fase anterior, los resultados del análisis químico de las plantas de maíz (50DDS) fueron sometidos a un ANOVA (Anexo L). Se presentó un efecto significativo (p<0.05) del factor polímero y de la interacción entre las variedades y los polímeros en la concentración de nitrógeno en raíz. Así mismo el factor variedad afectó la variable concentración de potasio en hoja, con una probabilidad del 95% (Cuadro 43).

Cuadro 43. Significancia estadística de los factores e interacciones en los datos de concentración nutrimental en plantas de maíz (50DDS)¹.

Tratamiento	Nitrógeno en Hoja	Fósforo en Hoja	Potasio en Hoja	Nitrógeno en Raíz	Fósforo en Raíz	Potasio en Raíz
Variedad (V)	ns	ns	**	ns	ns	ns
Polímero (P)	ns	ns	ns	**	ns	ns
Interacción V*P	ns	ns	ns	***	ns	ns

¹Las significancias corresponden a: ns= no significativa, *=P<0.1, **=P<0.05 y ***=P<0.01.

La comparación de medias de los factores e interacciones se realizó con una prueba LSD, y los resultados muestran que la variedad CMS939083 presentó los valores más altos de diámetro de tallo y área foliar, con respecto a la variedad HS-2 (Cuadro 44).

Cuadro 44. Prueba de medias del factor Variedad¹.

Tratamiento	Diámetro de tallo		Área foliar
	cm		cm ²
HS-2	0.53 b		141.03 b
CMS939083	0.57 a		157.09 a
DMS ²	0.03		15.64

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

A los 50 DDS el factor polímero afectó positivamente la variable biomasa fresca, específicamente el alginato de calcio, que fue el polímero que superó al testigo en materia fresca de parte aérea y raíz. Por otro lado, el quitosano afectó negativamente la producción de materia fresca de raíz (Cuadro 45).

Cuadro 45. Prueba de medias del factor Polímero¹.

Tratamiento	Materia fresca	
	Parte aérea	Raíz
	g	
Testigo	4.0252 b	3.0452 ab
Quitosano	4.7052 ab	2.8364 b
Alginato de calcio	5.0531 a	3.2238 a
DMS ²	0.6858	0.3625

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.1$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

La interacción entre las variedades y los polímeros produjo el mayor efecto en las plantas de maíz (50DDS), ya que afectó a las variables: diámetro de tallo, altura de planta, materia fresca de raíz y materia seca de parte aérea. Las probabilidades que determinaron el efecto de la interacción entre las variedades y los polímeros en las variables medidas oscilan entre 90 y 95% (Cuadro 46). Los resultados del ANOVA muestran que la variedad CMS939083 es superior a la variedad HS-2, en su interacción con el polímero alginato de calcio, al producir los valores más altos en las distintas variables mencionadas.

Cuadro 46. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros¹.

Tratamiento	Diámetro de tallo	Altura de planta	Materia fresca Raíz	Materia seca parte aérea
	cm		g	
HS-2 Testigo	0.47 c	45.3 b	2.6480 b	0.3802 c
HS-2 Quitosano	0.53 b	56.7 a	3.1215 ab	0.4605 bc
HS-2 Alginato de calcio	0.56 ab	57.7 a	3.2937 a	0.5697 ab
CMS939083 Testigo	0.60 a	58.5 a	3.4425 a	0.5864 a
CMS939083 Quitosano	0.56 ab	56.4 a	2.6227 b	0.5568 ab
CMS939083 Alginato de calcio	0.58ab	57.3 a	3.1586 ab	0.5565 ab
α	0.05	0.1	0.05	0.1
DMS ²	0.05	6.4	0.6164	0.1133

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

La comparación de medias de la interacción entre las variedades, los polímeros y las dosis de fertilización ($\alpha=0.05$) mostró efectos significativos en las variables: diámetro de tallo y materia seca de raíz. La variedad CMS939083 fue significativamente superior a la variedad HS-2, aun en el tratamiento testigo. Por otro lado, el alginato de calcio generó valores superiores en las variables mencionadas, en comparación al quitosano (Cuadro 47).

Cuadro 47. Prueba de medias de la interacción entre las variedades, los polímeros y las dosis de fertilización¹.

Tratamiento ²	Diámetro de tallo	Materia seca de raíz
	cm	g
HS-2 Testigo	0.47 f	0.1453 bcd
HS-2 Quitosano	0.51 ef	0.1625 abcd
HS-2 Quitosano + D1	0.55 abcde	0.1748 abc
HS-2 Alginato de calcio	0.54 bcde	0.1664 abcd
HS-2 Alginato de calcio + D1	0.62 a	0.1918 a
HS-2 Alginato de calcio + D2	0.53 cdef	0.1614 abcd
CMS939083 Testigo	0.60 abc	0.1733 abc
CMS939083 Quitosano	0.56 abcde	0.1369 cd
CMS939083 Quitosano + D1	0.60 abcd	0.1625 abcd
CMS939083 Quitosano + D2	0.53 def	0.1249 d
CMS939083 Alginato de calcio	0.60 ab	0.1876 ab
CMS939083 Alginato de calcio + D1	0.54 bcde	0.1357 cd
CMS939083 Alginato de calcio + D2	0.59 abcd	0.1726 abc
DMS ³	0.07	0.0447

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²Los tratamientos son: Variedad-Polímero-Dosis de fertilizante-Ácido salicílico. D1= 1.1 g N, 0.125 g P y 0.45 g K, D2= 2.2 g N, 0.25 g P y 0.9 g K, ambas dosis con AS= 10 mL de ácido salicílico ($1 \times 10^{-3}M$); cada uno en 100 mL de suspensión. ³DMS= Diferencia mínima significativa

Los resultados de concentración nutrimental de nitrógeno, fósforo y potasio en plantas de maíz (50DDS) se sometieron a una prueba LSD. La variedad HS-2 presentó concentraciones mayores de potasio en hoja en comparación con la variedad CMS939083 (Cuadro 48).

Cuadro 48. Prueba de medias del factor Variedad¹.

Tratamiento	Potasio en hoja
	%
HS-2	5.29 a
CMS939083	4.87 b
DMS ²	0.41

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

La concentración de nitrógeno en la raíz fue afectada por el polímero aplicado (Cuadro 49), ya que el quitosano presentó los mayores valores de la variable mencionada, y superó al testigo; por su parte, el alginato no difirió del testigo. En la interacción entre las variedades y los polímeros la variedad híbrida HS-2 no fue afectada por los polímeros en comparación con el testigo (sin polímeros), mientras que en la variedad CMS939083 el recubrimiento de quitosano incrementó el contenido de N en raíz, en comparación con el testigo y con semillas recubiertas con alginato (Cuadro 50).

Cuadro 49. Prueba de medias del factor Polímero¹.

Tratamiento	Nitrógeno en raíz
	%
Testigo	1.11 b
Quitosano	1.25 a
Alginato de calcio	1.13 b
DMS ²	0.11

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

Cuadro 50. Prueba de medias de la interacción entre las variedades y los polímeros¹.

Tratamiento	Nitrógeno en raíz
	%
HS-2 Testigo	1.12 b
HS-2 Quitosano	1.12 b
HS-2 Alginato de calcio	1.19 b
CMS939083 Testigo	1.10 b
CMS939083 Quitosano	1.35 a
CMS939083 Alginato de calcio	1.08 b
DMS ²	0.16

¹Letras distintas indican diferencias significativas según prueba LSD con un $\alpha=0.05$. ²DMS= Diferencia mínima significativa.

VII. DISCUSIÓN

El éxito de la siembra es determinado en gran parte por las características fisiológicas y bioquímicas de la semilla, su reacción al ambiente y la rapidez con que utilice sus reservas para iniciar y sostener el crecimiento de la plántula en las primera etapas de desarrollo, antes de ser un organismo autotrófico (Soltani *et al.*, 2006). La germinación está relacionada con el vigor de la semilla, la cual comprende las propiedades de la semilla que determinan su actividad y capacidad para germinar y emerger. Así, las semillas con una alta germinación y emergencia se consideran como semillas de alto vigor. Otra definición dice que es la propiedad que determina el potencial para una emergencia rápida y uniforme y un desenvolvimiento normal de las plántulas bajo un amplio rango de condiciones de campo. El vigor de las semillas depende de varias características como: constitución genética, condiciones ambientales y nutricionales de la planta madre durante la producción de semilla, grado de madurez, integridad mecánica, grado de deterioro y envejecimiento, contaminación por organismos patógenos, tamaño, peso y densidad. Las semillas grandes acumulan una mayor biomasa aérea y radical, lo que denota un mayor vigor inicial de la semilla (Layne *et al.*, 2007).

Las variedades de maíz aquí evaluadas mostraron cualidades contrastantes, evidenciando el mayor vigor inicial de las semillas de la variedad HS-2, la cual produjo

mayor biomasa radical comparada con la variedad CMS939083, a los 30 días después de la siembra. Estos resultados concuerdan con los valores obtenidos en la segunda fase de la investigación, donde la variedad HS-2 fue una de las mejores variedades para producir biomasa aérea y radical. Por su parte, la longitud radical fue mayor en la variedad CMS939083. Esta diferencia en la longitud radical puede explicarse por el uso de las reservas de la semilla para la producción de raíz en lugar de la producción de materia seca de la parte aérea. Aunado a esto, Brown y Scott (1984) mencionan que el suelo o sustrato donde se coloca la semilla, así como el clima y el propio cultivo también influyen en las cualidades físicas de las raíces desarrolladas en las plantas. Por su parte, las plantas con 50 días de desarrollo mostraron datos superiores de área foliar y diámetro de tallo en la variedad CMS939083, comparado con la variedad HS-2.

El uso de quitosano ha mostrado efectos positivos en el crecimiento de las plantas (raíces, retoños y hojas) y germinación de semillas (Bhaskara *et al.*, 1999). Sin embargo, los resultados en ambos ensayos de esta investigación muestran una marcada reducción de la capacidad germinativa de las semillas recubiertas con quitosano, la cual se acentúa con la adición de fertilizantes y ácido salicílico. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Arias *et al.* (1998), quienes recubrieron semillas de maíz con quitosano combinado con captan para controlar el deterioro inducido por *Pythium spp.* Estos autores observaron una reducción significativa de la emergencia y el establecimiento final de las plantas de maíz. La reducción del porcentaje de germinación por el quitosano fue afectada por la variedad, ya que en la variedad HS-2 el efecto negativo de este biopolímero fue mayor que el causado por alginato de calcio. Por su parte, la germinación de la variedad CMS939083 se redujo en porcentajes similares para ambos polímeros, descartando el tratamiento con alginato de calcio sin fertilizantes, el cual produjo un porcentaje de germinación mayor que el testigo.

El efecto negativo del quitosano sobre la germinación de las semillas puede explicarse por la concentración y cantidad de polímero aplicado a éstas, ya que investigadores como Lizárraga *et al.* (2011) han demostrado que la aplicación de quitosano en semillas

de maíz no afecta significativamente la germinación cuando éstas son sometidas a un estrés biótico por hongos. Por otro lado, Guan *et al.* (2009) observaron un incremento en la germinación de semillas de maíz recubiertas con quitosano cuando fueron sometidas a condiciones de estrés por temperatura. Lárez *et al.* (2012) también demostraron que el quitosano con alto peso molecular estimula un mayor potencial de germinación en semillas de calabacín. Esto se repite en otros cultivos como algodón y maíz (Tingda *et al.*, 1994), trigo (Bhaskara *et al.*, 1999 y Reddy *et al.*, 1999), pepino, pimiento, calabaza (Chandrkrachang, 2002) y alcachofa (Ziani *et al.*, 2010).

Las concentraciones de quitosano utilizados en los estudios mencionados se ubican en un intervalo de 0.5 a 2% del polímero (p/v), y las semillas únicamente fueron sumergidas en las suspensiones por cierto tiempo y posteriormente filtradas, dejando un delgado recubrimiento sobre la semilla. Estas condiciones de escaso recubrimiento, permitieron que las semillas germinaran sin ninguna barrera física, caso contrario con los recubrimientos generados en este estudio, los cuales fueron obtenidos con otra técnica que permitió obtener una mayor cantidad de recubrimiento sobre la semilla, ya que fue una de las cualidades requeridas para la investigación. Un recubrimiento mayor sobre las semillas pudo reducir la velocidad de imbibición de la semilla, debido a las propiedades poliiónicas del quitosano, las cuales le permiten formar complejos insolubles en agua (Argin *et al.*, 2009), lo que provocó que las semillas tardaran más tiempo para germinar o no germinaran. Por su parte, Gartner y López (2010) demostraron que el quitosano presenta una mayor rigidez con un mayor peso molecular y menor fuerza iónica, concluyendo que tiene mayor influencia en la rigidez de las cadenas que conforman el quitosano, la disminución del peso molecular que el grado de desacetilación.

El alginato de calcio producido en las semillas presenta cualidades de alta permeabilidad, ya que no son repelentes al agua y se hinchan con la exposición prolongada al agua (McHugh, 1987). Esta cualidad le permitió una imbibición adecuada de la semilla, favoreciendo el proceso germinativo y generando porcentajes

de germinación similares al testigo (semilla sin recubrir). Sin embargo, la combinación de alginato de calcio con fertilizantes disminuyó la germinación en ambas variedades, afectando en mayor proporción a la variedad CMS939083. Resultados similares fueron encontrados por Sarrocco *et al.* (2004), quienes recubrieron semillas de trigo con alginato de calcio y los porcentajes de germinación fueron similares a las semillas no tratadas.

El factor polímero demostró que el alginato de calcio fue superior al quitosano y testigo, produciendo los valores más altos en longitud radical (30dds) y biomasa fresca aérea y radical (50dds). Esto puede explicarse por las cualidades de permeabilidad e hidratación superiores al quitosano, ya que se realizaron pruebas de hidratación de los recubrimientos, las cuales consistieron en colocar las semillas recubiertas en agua por 10 minutos, donde el alginato de calcio mostró una velocidad de hidratación mayor. Al presentar una germinación adecuada, las estructuras aéreas y radicales se desarrollaron de forma oportuna, generando estructuras de mayor tamaño y con mayor turgencia.

En general, las variables medidas en plantas con 30 días de desarrollo fueron susceptibles a la dosis de fertilización, ya que este factor produjo diferencias significativas en la mayoría de las variables, evidenciando un marcado efecto negativo de la adición de fertilizantes y ácido salicílico a los polímeros. Esto puede explicarse con los resultados obtenidos por Scott *et al.* (1987), donde recubrieron semillas de trigo con urea, la cual disminuyó la germinación y produjo daños en las semillas y plántulas, esto debido a la presencia de amonio. Smid y Bate (1971), reportaron que dosis bajas de NPK aplicadas en semillas de maíz reducen significativamente la emergencia. Mientras que autores como Gawade y Somawanshi (1979) mencionan que la aplicación de fertilizantes en formas insolubles no afecta la emergencia, por lo que son seguros utilizarlos en semillas para etapas iniciales del cultivo. Sin embargo, Scott *et al.* (1985) y Scott (1975), mencionan que los fertilizantes insolubles son ineficaces para promover el crecimiento inicial de la planta.

Por lo tanto, el efecto de los fertilizantes dependerá del tipo y cantidad de fertilizante adicionado, especie de cultivo, y la textura y humedad del sustrato. Así, la mayor cantidad de fertilizante produjo los valores más bajos en biomasa aérea y radical, altura de planta, área foliar y longitud radical (plantas 30 DDS). Sin embargo, las plantas con 50 días de desarrollo no presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, debido a una probable disminución de los fertilizantes, lo que redujo su efecto en los tratamientos. Estos resultados se pueden explicar con lo reportado por Melaj y Daraio (2012), quienes encontraron que el quitosano libera el fertilizante en tiempos cortos, ya que su capacidad de hinchamiento es alta, la cual es la fase previa para la liberación del fertilizante. Por lo tanto, los fertilizantes generaron condiciones salinas que afectaron el crecimiento y desarrollo de la planta.

VIII. CONCLUSIONES

Los resultados de la evaluación de los recubrimientos sugieren un efecto adverso de estos tratamientos en la germinación de las semillas de las variedades de maíz ensayadas. Por un lado, el quitosano presentó porcentajes de germinación promedio de 40% inferiores al testigo en ambas variedades de maíz cuando se aplicó a la semilla sólo o combinado con fertilizantes. Por otro lado, el alginato de calcio también redujo los porcentajes de germinación pero en menor grado que el quitosano (7% en HS-2; 18% en CMS939083), aunque sin fertilizantes logró presentar en ambas variedades porcentajes similares al testigo en germinación.

El efecto de la adición de fertilizantes en los diferentes recubrimientos de las semillas en ambas variedades de maíz fue contundente, porque causó una reducción de las variables de vigor de plántula, sobre todo al aumentar la concentración de fertilizantes agregados, lo que muestra un efecto negativo de los fertilizantes en interacción con los polímeros en la germinación de las semillas, y el crecimiento y desarrollo de las plantas de maíz en etapas iniciales.

Por otro lado, los resultados obtenidos en la evaluación de plantas de maíz con 50 días de desarrollo indican que el alginato de calcio produce un estatus hídrico de la planta mejor que el testigo, específicamente en la parte aérea de la planta. Al respecto, la producción de materia fresca de raíz y la longitud radical fueron favorecidas por el alginato de calcio, comparado con el quitosano y el testigo.

No se detectó un efecto claro de los recubrimientos sobre la absorción de nutrimentos por la planta, excepto el efecto positivo del quitosano sobre la acumulación de nitrógeno en la raíz en plantas de 50 días que fue superior al tratamiento testigo, sobre todo en la variedad CMS939083. La concentración de potasio en la hoja fue afectada por la presencia de quitosano en la cubierta de la semilla, ya que los valores observados en plantas con 30 días de desarrollo fueron menores al tratamiento testigo, diferencia que desaparece en plantas con 50 días de desarrollo. La variedad con mayor concentración de nitrógeno y potasio en hoja, y fósforo en raíz fue CMS939083, resultados que muestran un efecto favorable pero no contundente de los recubrimientos en esta variedad.

Por lo anterior se infiere que si bien la técnica de gelificación permite obtener cubiertas de quitosano y alginato de calcio uniformes y homogéneas en las semillas de maíz, aun no se ha encontrado la técnica más adecuada para recubrir los distintos tipos de semillas, considerando su forma, tamaño y peso. Por ello es necesario abundar en el conocimiento de las propiedades y características de cada uno de los recubrimientos potenciales de semillas, y su combinación con diversas matrices, para así acelerar el avance en la tecnología de recubrimiento de semillas. Bajo este escenario, se presenta un área poco estudiada, donde el uso de polímeros y técnicas de recubrimiento, pueden mejorar las cualidades físicas y químicas de las semillas, y así hacerlas más atractivas para los productores y empresas semilleras.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araneda, C. y Valenzuela, F. 2009. Microencapsulación de extractantes: una metodología alternativa de extracción de metales. *Revista Ciencia Ahora* 22(11):9-19.
- Arias R., B., McGee D., C. and Burris J., S. 1998. Evaluación del potencial de polímeros como agentes envoltantes de fungicidas en el tratamiento de semillas de maíz para el control de *Phythium* spp. *Agronomía Tropical* 48(4):471-488.
- Argin S., S., Kofinas, P. and Martin L., Y. 2009. Effect of complexation conditions on xanthan-chitosan polyelectrolyte complex gels. *Food Hydrocolloids* 23:202-209.
- ASERCA. 2012. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria. Agua y agricultura, productos agropecuarios una década: 2011/2012 - 2021/2022 Indicadores. *Claridades Agropecuarias* 227:23-31. [En línea].
Disponible en: <http://www.infoaserca.gob.mx/claridades/revistas/227/ca227-23.pdf>
Consulta: 03 de junio de 2013.
- ASERCA. 2013. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria. [En línea].
Disponible en: <http://www.infoaserca.gob.mx/boletineszip/PanMundial.pdf>
Consulta: 03 de junio de 2013.
- ASERCA. 2015. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria. [En línea].
Disponible en: <http://www.infoaserca.gob.mx/boletineszip/PanMundial.pdf>
Consulta: 15 de mayo de 2015.
- Asturias M., A. 2004. Maíz, de alimento sagrado a negocio del hambre. *Acción Ecológica*. Quito, Ecuador. 111 pp.
- Avelar, S. A. G., De Sousa, V. F., Fiss, G., Baudet, L. and Peske, S. T. 2012. The use of film coating on the performance of treated corn seed. *Revista Brasileira de Sementes* 34(2):186- 192.
- Bates T., R. and Lynch J., P. 2001. Roots hairs confer a competitive advantages under low phosphorus availability. *Plant Soil* 236: 243-250.
- Baskin C., C. and Baskin J., M. 2001. *Seeds: Ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination*. Academic Press. San Diego, EE.UU.
- Besnier R., F. 1989. *Semillas: biología y tecnología*. Ediciones Munid-prensa. España.
- Bhaskara M., Arul, J., Angers, P. and Couture, L. 1999. Chitosan treatment of seeds induces resistance to *Fusarium graminearum* and improves seed quality. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 47(3):1208-1216.
- Brown D., A. and Scott H., D. 1984. Dependence of crop growth and yield on root development and activity. In: *Roots, nutrient and water flux, and plant growth*. Soil Sci. Soc. Of Am. y Am. Soc. Of Agron. 144 South Segoe Road, Madison.

Böhm, W. 1979. Methods of studying root systems. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. Ecological Studies v.33. 132-135 pp.

Camacho, F. Dormición de semillas: Causas y tratamientos. Editorial Trillas. México, DF.

Chandrkrachang, S. 2002. The application of chitin and chitosan in agriculture in Thailand. *In*: Suchiva, K., Chandkrachang S., Methacanon P. y Peter M. (eds.). Advances in Chitin Science 5(1):458-462. Bangkok, Thailand.

CIMMYT. 2013. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. [En línea]. Disponible en: <http://maizedoctor.cimmyt.org/index.php/es/empezando/9?task=view>
Consulta: 02 de junio de 2013.

Comisión Intersecretarial de Cambio Climático (CICC). 2010. Marco de Políticas de Adaptación a Mediano Plazo. SEMARNAT. México.

CONABIO. 2008. Comisión Nacional de Biodiversidad. Capital natural de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.

CONAGUA, 2011. Comisión Nacional del Agua. Estadísticas del agua en México edición 2011. SEMARNAT. México. 250 pp.

Comité de Medio Ambiente y Tratamiento de semillas (CMATS). 1999. El tratamiento de semillas. Una herramienta para la agricultura sostenible. Federación Internacional de Semillas. Suiza.

Costar, A., Peña-Asin, J., Puig, M., Pérez, A. y Álvarez, A. 2013. Relaciones de competencia entre el maíz cultivado y las malas hierbas. Folleto Agricultura. Nutrición y Sanidad Vegetal. Zaragoza, España. 6-10 pp.

Cotler, H. 2010. Las cuencas hidrográficas de México. Diagnóstico y priorización. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología, Fundación Gonzalo Río Arronte México. [En línea].

Disponible en <http://www2.ine.gob.mx/publicaciones/consultaPublicacion.html>

Consulta: 22 de agosto de 2013.

Cramer S., G. and Swanson M., R. (1973). An evaluation of pairwise multiple comparison procedures by Monte Carlo methods. *Journal of the American Statistical Association* 68(1):66-74.

Doria, J. 2010. Generalidades sobre las semillas: Su reproducción, conservación y almacenamiento. Revisión bibliográfica. *Cultivos Tropicales* 31(1): 74-85.

Dragnet K., I. 2000. Alginates. *In*: Handbook of hydrocolloids. (pp. 379-395). Cambridge, England: Woodhead Publishing Limited - Boca Raton, FL, USA: CRC Press LLC.

- Duran J., M. 1989. Pre-acondicionamiento y recubrimiento de semillas hortícolas. *Agricultura* 679:128-131.
- Etchevers B., J. D. 2008. Nutrición en Maíz. *In*: Rodríguez M. R. y De León C. (eds.). *El cultivo de maíz. Temas selectos*. 1-27. Ed. Mundi-Prensa.
- Fuchs, M., Turchiuli, C., Bohin, M., Cuvelier, M., Ordonnaud, M., Peyrat, M. and Dumoulin, E. 2006. Encapsulation of oil in powder using spray drying and fluidized bed agglomeration. *Journal of Food Engineering* 75(1): 27-35.
- Funami, T., Fang, Y., Noda, S., Ishihara, S., Nakauma, M., Draget, K. I. N. K. and Phillips, G. O. 2009. Rheological properties of sodium alginate in an aqueous system during gelation in relation to supermolecular structures and Ca²⁺ binding. *Food Hydrocolloids*. 23(7):1746-1756.
- Gartner, C. y López B., L. 2010. Medidas de la rigidez del quitosano en solución a través de la viscosidad intrínseca. *Rev. Fac. Ing. Antioquia* 53:20-29.
- Gauna, M. y Nuñez, N. 2004. Efecto del ultrasonido en la desacetilación de quitina de conchas de camarón. Tesis de Licenciatura. Universidad de Zulia. 55 p.
- Gawade J., R. and Somawanshi R., B. 1979. Presowing seed coating with P-Zn mixtures; their influence on available P and Zn in the soil and dry matter yield of wheat (*Triticum aestivum* L.). *J. Maharashtra Agric. Univ.* 4(1):274-277.
- Giménez S., T., Victor S., N. y Durán A., J. M. 1992. Recubrimiento de semillas. *Agricultura* 715:138-141.
- González A., G. G. 2009. Estabilidad e intercambio de iones de calcio en geles de alginato. Reporte de residencia profesional. Instituto Tecnológico de Durango. Durango, México. 36 pp.
- Gouin, S. 2004. Microencapsulation: industrial appraisal of existing technologies and trends. *Trends in Food Science and Technology*. 15:330-347.
- Guan, Y. J., Hu, J., Wang, X. J. and Shao, C. X. 2009. Seed priming with chitosan improves maize germination and seedling growth in relation to physiological changes under low temperature stress. *J. Zhejiang Univ. Sci. B*. 10:427-433.
- Guevara B., N. A. y Jiménez M., T. 2008. Encapsulación: Técnicas y aplicaciones en la industria alimentaria. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos* 2: 36-49.
- Helgerud, T., Gåserød, O., Fjæreide, T., Andersen, P. O. and Larsen, C. K. 2010. Alginates. *In*: *Food stabilizers, thickeners and gelling agents*. (pp. 50-72). United Kingdom: Wiley-Blackwell.
- Hochholdinger, F., Woll, F., Sauer, M. and Dembinsky, D. 2004. Genetic dissection of root formation in maize (*Zea mays*) reveals root-type specific developmental programmes. *Annual Botanic* 93: 359-368.

INE. 2012. Instituto Nacional de Ecología. Implementación piloto de cosecha de agua de lluvia en la comunidad El Gato, en Dr. Mora, Guanajuato, México, como medida de adaptación al cambio climático. Elaborado por el Centro de Ciencias Atmosféricas de la Universidad de Guanajuato. Coordinado por Esquivel Longoria M. [En línea].

Disponible en:

http://www.inecc.gob.mx/descargas/cclimatico/2012_estudio_cc_vyagef10.pdf

Consulta: 2 de junio de 2013.

INE-SEMARNAT. 2009. Instituto Nacional de Ecología - Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México Cuarta Comunicación Nacional ante la Convención Marco de las Naciones Unidas sobre el Cambio Climático. [En línea].

Disponible en:

http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/consultaPublicacion.html?id_pub=615

Consulta: 2 de junio de 2013.

ISTA. 2013. International Seed Testing Association. Semillas Fito. Especificaciones de semillas hortícolas. [En línea].

Disponible en: <http://www.semillasfito.com/horede.php>

Consulta: 27 de febrero de 2013.

Koornneef, M., Bentsink, L., and Hilhorst, H. Seed dormancy and germination. *Current opinion. Plant Biol.* 5:33-36.

Krasaekoopt, W. Bhandari, I. C. and Deeth, H. 2003. Evaluation of encapsulation techniques of probiotics for yogurt. *International Dairy Journal* 13(1): 3-13.

Lakkis J., M. 2007. Encapsulation and controlled release technologies in food systems. Blackwell Publishing. Iowa, EE. UU. 3-9 pp.

Landa R., Magaña, V. y Neri C. 2008. Agua y clima: elementos para la adaptación al cambio climático. SEMARNAT-UNAM, México. 133 pp.

Lárez V., C. 2003. Algunos usos del quitosano en sistemas acuosos. *Revista Iberoamericana de Polímero* 4(2): 91-109.

Lárez V., C. 2006. Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y futuro. Departamento de química. Universidad de Los Andes. Mérida, Venezuela. *Avances en Química* 1(2):15-21.

Lárez V., C. 2008. Algunas potencialidades de la quitina y el quitosano para usos relacionados con la agricultura en Latinoamérica. Departamento de química. Universidad de Los Andes. Mérida, Venezuela. *UDO Agrícola* 8(1):1-22.

Lárez V., C., Chirinos, A., Tacoronte, M. and Mora, A. 2012. Chitosan oligomers as bio-stimulants to Zucchini (*Cucurbita pepo*) seed germination. *Agriculture (Pol'nohospodárstvo)* 58(3):113-119.

- Larqué S., A. and Martín M., R. 2007. Effects of salicylic acid on the bioproductivity of plants. *In: Hayat S. and Ahmad A. (Eds.). Salicylic acid a plant hormone. Springer. Dordrecht, The Netherlands. 15-24 pp. 401 p.*
- Layne G., J. A., Mendez N., J. R. y Mayz F., J. 2007. Influencia del tamaño de la semilla de maíz (*Zea mays* L.) en el crecimiento de la plántula en condiciones de salinidad. *Idesia* 25:2. Disponible en: <http://www.scielo.cl/pdf/idesia/v25n2/art04.pdf>
- Lizárraga P., E. G., Torres P., I., Moreno M., E. y Miranda C., S. P. 2011. Protección contra estrés biótico inducida por quitosán en plántulas de maíz (*Zea mays* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 2(6):813-827.
- López E., C. 2012. Pildorización de semillas. Estación Experimental La Mayora (Málaga). [En línea]. Disponible en: <http://www.encuentros.uma.es/encuentros53/pildorizacion.html>
Consulta: 18 de enero de 2013.
- López H., O. D. 2010. Microencapsulación de sustancias oleosas mediante secado por aspersión. *Revista Cubana de Farmacia*, 44(3):381-389.
- Lupo P., B., González A., C. y Maestro G., A. 2012. Microencapsulación con alginato en alimentos. Técnicas y aplicaciones. *Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos* 3(1): 130-151.
- Madene, A., Jacquot, M., Sher, J. and Desobry, S. 2006. Flavour encapsulation and controlled release - a review. *International Journal of Food Science and Technology* 41(1):1-21.
- Mármol P., Z. 2003. Alternativas tecnológicas para el aprovechamiento de las conchas de camarón. Facultad de Ingeniería. Universidad de Zulia. 56 p.
- Mármol, Z., Páez, G., Rincón, M., Araujo, K., Aiello, C., Chandler, C. y Gutiérrez, E. 2011. Quitina y quitosano polímeros amigables. Una revisión de sus aplicaciones. *Revista Tecnocientífica URU* 1:53-58.
- Martín V., M. J., Morales H., M. E., Gallardo L., V. y Ruíz M., M. A. 2009. Técnicas de microencapsulación: una propuesta para microencapsular probióticos. *ARS Pharmaceutica* 50(1): 43-50.
- McHugh D., J. 1987. Production, properties and uses of alginates. Department of Chemistry. University of New South Wales. Australian Defense Force Academy. Campbell, Australia.
- Melaj M., A. y Daraio M., E. 2012. Matrices poliméricas sólidas basadas en quitosano y xantano para liberación controlada de fertilizantes. *Avances en Ciencias e Ingeniería* 3(1):1-9.
- Miranda C., S. 2005. El origen genético y geográfico del maíz (*Zea mays* L.). *En: Muñoz O. A. (ed.). Centli-Maíz. 2ª. Edición. 147-159 pp. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.*

Moya L., C. 2000. Producción de semillas de tomate. Manual para productores. Editorial INCA. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana, Cuba.

Niquette, P., Monette, F. Azzouz, A. and Hausler, R. 2004. Impacts of substituting aluminium-based coagulants in drinking water treatment. Review article. *Water Qual, Res. J. Canada* 39: 303-310.

Ojeda B., W., Martínez, P. y Hernández, L. 2006. Repercusiones del cambio climático en la agricultura de riego. En: Efectos del cambio climático en los recursos hídricos de México. Capítulo 9. IMTA, México.

Parra H., R. A. 2010. Revisión: Microencapsulación de alimentos. *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* 63(2): 5669-5684.

Pedroza I., R. 2002. Alimentos microencapsulados: particularidades de los procesos para la microencapsulación de alimentos para larvas de especies acuícolas. *In: Cruz S. L. E., Ricque-Marie D., Tapia S. M., Gaxiola C. M. G. y Simoes N. (Eds). Avances en nutrición acuícola VI. Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Cancún, Quintana Roo. México.*

Peniche C., C. 2006. Estudios sobre quitina y quitosana. Tesis doctoral. Facultad de Química. Universidad de La Habana. Cuba.

Pinto N., F. J. A. 2000. Tratamiento fungicida de sementes de milho contra fungos do solo e o controle de *Fusarium* associado às sementes. *Scientia Agricola*, 57(3):483-486.

Ramírez, L., Plascencia, M., Huerta, S., Vázquez, H., Shirai, K. 2002. Obtención y caracterización de quitinas parcialmente desacetiladas mediante tratamiento biológico-químico. *In: VIII Simposio Latinoamericano de Polímeros y II Simposio Iberoamericano de Quitina. México. Resúmenes* 593-594.

Ramírez, M. A., Rodríguez, A. T., Alfonso, L. and Peniche, C. 2010. Chitin and its derivatives as biopolymers with potential agricultural applications. *Biotechnología aplicada* 27(4):270-276

Reddy, M. V., Arul, J., Angers, P. and Couture, L. 1999. Chitosan treatment of wheat seeds induces resistance to *Fusarium graminearum* and improves seed quality. *J. Agric. Food Chem.* 47:1208-1216.

Reddy K., R. and Reddy P., S. 2010. Effect of different co-polymers on sodium alginate microcapsules containing isoniazid. *International Journal of PharmTech Research.* 2(4):2198-2203.

Revilla, P. A., Butrón, R., Malvar, A. and Ordás, A. 1999. Relationships among Kernel weight, early vigor and growth in maize. *Crop Science* 39:654-658.

Ré M., I. 2000. Microencapsulação em busca do produtos inteligentes. *Ciência Hoje* 27(162): 25-9.

Ribeiro, S. 2004. El día en que muera el sol. *Biodiversidad* 41:29-36.

Robert C., P. 2010. Métodos de encapsulación. Departamento de Ciencias de los Alimentos y Tecnología Química. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas. Universidad de Chile. 25 pp.

Rodríguez, H. A., Valderrama, A., Alarcón, H. y López, A. 2010. Preparación de partículas de quitosano reticuladas con tripolifosfato y modificadas con polietilenglicol. *Rev. Soc. Quím. Perú.* 76(4): 336-354.

Rodríguez S., J. 1993. La fertilización de cultivos Segunda Edición. Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago, Chile 291 p.

Ruíz S., J. G. 2008. Fertirrigación (Notas de Curso). Departamento de Suelos. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, México. 227 pp.

Sarroco, S., Raeta, R. and Vannacci, G. 2004. Seeds encapsulation in calcium alginate pellets. *Seed Science and Technology* 32(3):649-661

Scott, D. 1975. Effects of seed coating on establishment. *New Zealand Journal of Agricultural Research* 18(1):59-67.

Scott J., M., Mitchell C., J. and Blair G., J. 1985. Effect of nutrient seed coating on the emergence and early growth of perennial ryegrass. *Australian Journal of Agricultural Research* 36(1):221-231.

SIACON-SAGARPA, 2012. Sistema de Información Agroalimentaria. [En línea]. Disponible en <http://www.siap.gob.mx/>
Consulta: 20 de agosto de 2012.

SIAP. 2006. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Situación actual y perspectivas del maíz en México: 1996-2012. SIAP. México. 208 p.

SIAP-SAGARPA, 2013. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. [En línea]. Disponible en <http://www.siap.gob.mx/>
Consulta: 20 de octubre 2013.

SIAP-SAGARPA, 2015. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. [En línea]. Disponible en <http://www.siap.gob.mx/>
Consulta: 20 de abril de 2015.

Smid A., E. and Bates T., E. 1971. Response of corn to small amount of fertilizer placed with the seed. V. Seed coating compared with banding. *Agron. J.* 63(1):380-384.

Soltani, A., Robertson, M. J., Torabi, B., Yousefi-Daz, M. and Sarparast, R. 2006. Modelling seedling emergence in chickpea as influenced by temperature and sowing depth. *Agricultural and Forest Meteorology* 138:156-167.

Steiner A., A. 1961. A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil* 15(2): 134-154.

Tillman M., A. A. y Miranda D., M. 2006. Análise de sementes. In: Peske S., T., O. A. Lucca F. y A. C. S. A. Barros (eds.) *Sementes: Fundamentos Científicos e Tecnológicos*. Pelotas. UFPel. pp: 159-255.

Tingda, J., Ruixia, M., Ruiming, Q. and Chunping, Z. 1994. Seed treatment and inhibition of plant pathology of chitosan. *Journal of Environmental Sciences* 6(1):112-115.

Trasviña O., J. y Louvier J., F. 2010. Elaboración de películas y perlas de quitosano. XII Verano de la Ciencia. Departamento de Ingeniería Química. Instituto Tecnológico de Celaya. Celaya, Guanajuato.

Walinga, I., Van Der Lee, J. J., Houba, V. J. G., Van Vark, W. and Novozamsky, I. 1995. *Plant Analysis Manual*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, Netherlands. 195 pp.

Yañez F., J., Salazar M., J. A., Chaires M., L., Jiménez H., J., Márquez R., M. y Ramos R., E. G. 2002. Aplicaciones biotecnológicas de la microencapsulación. *Avance y perspectiva* 21: 313-319.

Yoshi, H., Furuta, T. and Soottitantawat, A. 2001. Microencapsulation of food flavors by spray drying. *Innovative Food Science and Emerging Technologies* 2: 55-61.

Ziani, K., Ursúa, B. and Maté, J. 2010. Application of bioactive coatings based on chitosan for artichoke seed protection. *Crop Protection* 29(8):853-859.

X. ANEXOS

Anexo A. Pruebas de normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS) en el ensayo 1¹.

Variable	(Pr < W)	(Pr > ChiSq)	Normalidad	Homocedasticidad
Diámetro de tallo	0.6383	0.3249	SÍ	SÍ
Altura de planta	0.1383	0.5747	SÍ	SÍ
Área foliar	0.6806	0.3185	SÍ	SÍ
Materia fresca de parte aérea	0.1058	0.8972	SÍ	SÍ
Materia fresca de raíz	0.8254	0.6004	SÍ	SÍ
Materia seca de parte aérea	0.4137	0.6880	SÍ	SÍ
Materia seca de raíz	0.6377	0.7865	SÍ	SÍ

¹La prueba de normalidad y homocedasticidad se realizó con un $\alpha=0.05$.

Anexo B. Valores de Probabilidad F exacta ($Pr > F$) resultantes del análisis de varianza de los datos obtenidos en plantas de maíz (30DDS) en el ensayo 1¹.

Fuentes de variación	GL	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
		Pr >F						
Variedad (V)	1	0.4473	0.0475	0.0329	0.0851	0.5947	0.7781	0.4105
Polímero(P)	2	0.9683	0.3647	0.8028	0.8835	0.8970	0.9741	0.9590
Dosis de fertilización (F)	2	0.0684	0.5557	0.1852	0.0643	0.0663	0.1931	0.1753
Interacción VxP	2	0.0082	0.0636	0.0778	0.1921	0.0700	0.0507	0.0434
Interacción VxF	2	0.1952	0.8172	0.5246	0.3221	0.1643	0.5631	0.3326
Interacción PxP	2	0.5580	0.4962	0.0859	0.0871	0.3106	0.1408	0.2403
Interacción VxPxP	2	0.6106	0.7447	0.9252	0.9818	0.8844	0.9659	0.9076
Error	44							
Total	57							

¹GL= grados de libertad, DT= diámetro de tallo, AP= altura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea y MSR= materia seca de raíz.

Anexo C. Concentración de micronutrientes en la solución nutritiva (Steiner, 1961).

AUTOR	Fe	Mn	Cu	Zn	B	Mo
	mg/L					
Steiner	2.0	0.7	0.02	0.09	0.5	0.04

Anexo D. Concentración de elementos presentes en la muestra de agua de pozo analizada.

PARÁMETRO	VALOR	UNIDAD
pH	6.4	Adimensional
CE	0.5	dS/m
CO ₃ ⁼	1.182	meq/L
HCO ₃ ⁻	2.607	meq/L
Cl ⁻	0.300	meq/L
NO ₃ ⁻	0.003	mg/L
P	0.025	mg/L
NH ₄ ⁺	0.001	mg/L
K	9.334	mg/L
Ca	29.210	mg/L
Mg	9.334	mg/L
Na	39.663	mg/L
Fe	0.023	ppm
Cu	0.028	ppm
Zn	0.164	ppm
Mn	0.027	ppm

dS/m= deciSiemens por metro, meq/L= Miliequivalentes por litro, mg/L= miligramos por litro y ppm= Partes por millón.

Anexo E. Requerimiento de micronutrientes para la preparación de la solución nutritiva de Steiner modificada (sin macros).

Elemento	Cantidad requerida para la sol. Steiner (mg/L)	Aporte de agua (mg/L)	Cantidad necesaria para cubrir requerimientos (mg/L)
Fe	2.00	0.023	1.977
Cu	0.02	0.028	0
Zn	0.09	0.164	0
Mn	0.70	0.027	0.674

Anexo F. Pruebas de normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos en plantas de maíz (30 DDS) en el ensayo 2¹.

Variable	(Pr < W)	(Pr > ChiSq)	Normalidad	Homocedasticidad
Diámetro de tallo	0.5075	0.6203	SI	SI
Altura de planta	0.7945	0.1784	SÍ	SÍ
Área foliar	0.0792	0.1492	SÍ	SÍ
Materia fresca de parte aérea	0.9436	0.1183	SÍ	SÍ
Materia fresca de raíz	0.8312	0.8089	SÍ	SÍ
Materia seca de parte aérea	0.6185	0.4626	SÍ	SÍ
Materia seca de raíz	0.9055	0.0712	SÍ	SÍ
Longitud radical	0.6720	0.7127	SÍ	SÍ
Nitrógeno en parte aérea	0.6487	0.3013	SÍ	SÍ
Fósforo en parte aérea	0.6833	0.9038	SÍ	SÍ
Potasio en parte aérea	0.3024	0.9495	SÍ	SÍ
Nitrógeno en raíz	0.1897	0.1016	SÍ	SÍ
Fósforo en raíz	0.1347	0.7031	SÍ	SÍ
Potasio en raíz	0.0858	0.8562	SÍ	SÍ

¹La prueba de normalidad y homocedasticidad se realizó con un $\alpha=0.05$.

Anexo G. Valores de Probabilidad F exacta (Pr > F) obtenidas de un análisis de varianza de los datos obtenidos en las plantas de maíz (30DDS) en el ensayo 2.

Fuentes de variación	GL	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
		Pr>F						
Variedad	1	0.1039	0.8939	0.5028	0.8470	0.0020	0.9134	<.0001
Polímero	2	0.3132	0.4745	0.2526	0.6292	0.6681	0.1215	0.4982
Dosis de fertilización	2	0.1942	0.0001	<.0001	0.0007	0.0001	0.0020	0.0216
Interacción VxP	2	0.8289	0.7415	0.8586	0.5725	0.2494	0.2800	0.0737
Interacción VxF	2	0.6692	0.1464	0.2193	0.7589	0.8630	0.3235	0.9048
Interacción PxP	2	0.8649	0.4200	0.3719	0.1705	0.1020	0.1815	0.3963
Interacción VxPxP	2	0.0941	0.8506	0.2712	0.0501	0.0006	0.4803	0.5040
Error	51							
Total	64							

GL= grados de libertad, DT= diámetro de tallo, AP= altura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea y MSR= materia seca de raíz.

Anexo H. Análisis de varianza de la longitud radical en las plantas de maíz (30DDS) en el ensayo 2.

Fuentes de variación	GL	S.C. TIPO I	C.M.	F-Valor	Pr >F
Variedad	1	40,337.2038	403,37.2038	6.26	0.0185
Polímero	2	34,165.8824	17,082.9412	2.65	0.0883
Dosis de fertilización	2	78,396.4014	39,198.2007	6.08	0.0064
Interacción VxP	2	12,450.5526	6,225.2763	0.97	0.3930
Interacción VxF	2	10,329.3208	5,164.6604	0.80	0.4588
Interacción PxP	2	2,619.4054	1,309.7027	0.20	0.8173
Interacción VxPxP	2	58,318.3226	29,159.1613	4.52	0.0199
Error	28	180504.7069	6446.5967		
Total	41	417121.7959			

GL = grados de libertad, S.C.= suma de cuadrados, C.M.= cuadrado medio.

Anexo I. Valores de Probabilidad F exacta (Pr > F) obtenidas de un análisis de varianza de los datos de concentración nutrimental obtenidos en las plantas de maíz (30DDS) en el ensayo 2.

Fuentes de variación	GL	NH	PH	KH	NR	PR	KR
		Pr>F					
Variedad	1	0.0308	0.1257	0.0548	0.3771	0.0081	0.2218
Polímero	2	0.9529	0.6821	0.0455	0.4819	0.2861	0.7220
Interacción VxP	2	0.0909	0.7673	0.4566	0.7272	0.8521	0.6301
Error	8						
Total	13						

Anexo J. Pruebas de normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos en plantas de maíz (50DDS)¹.

Variable	(Pr < W)	(Pr > ChiSq)	Normalidad	Homocedasticidad
Diámetro de tallo	0.6605	0.3058	SÍ	SÍ
Altura de planta	0.9804	0.2964	SÍ	SÍ
Área foliar	0.6158	0.6872	SÍ	SÍ
Materia fresca de parte aérea	0.8786	0.6397	SÍ	SÍ
Materia fresca de raíz	0.8961	0.5427	SÍ	SÍ
Materia seca de parte aérea	0.8337	0.3185	SÍ	SÍ
Materia seca de raíz	0.6286	0.6924	SÍ	SÍ
Nitrógeno en parte aérea	0.1551	0.2388	SÍ	SÍ
Fósforo en parte aérea	0.4132	0.4581	SÍ	SÍ
Potasio en parte aérea	0.4971	0.6370	SÍ	SÍ
Nitrógeno en raíz	0.9022	0.6968	SÍ	SÍ
Fósforo en raíz	0.5923	0.4107	SÍ	SÍ
Potasio en raíz	0.5796	0.8281	SÍ	SÍ

¹La prueba de normalidad y homocedasticidad se realizó con un $\alpha=0.05$.

Anexo K. Valores de Probabilidad F exacta ($Pr > F$) obtenidas de un análisis de varianza de los datos obtenidos en las plantas de maíz (50DDS) en el ensayo 2.

Fuentes de variación	GL	DT	AP	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
		Pr>F						
Variedad	1	0.0040	0.4180	0.0444	0.1605	0.3227	0.1086	0.2961
Polímero	2	0.1433	0.1771	0.4108	0.0696	0.0851	0.2062	0.2968
Dosis de fertilización	2	0.2241	0.6069	0.7351	0.2539	0.5046	0.7614	0.6561
Interacción VxP	2	0.0221	0.0631	0.1250	0.1211	0.0447	0.0702	0.1806
Interacción VxF	2	0.0533	0.5638	0.2411	0.1257	0.3006	0.2949	0.2434
Interacción P*xF	2	0.2243	0.7750	0.5053	0.4283	0.2786	0.3861	0.1615
Interacción VxPxP	1	0.0496	0.8567	0.1886	0.2288	0.1027	0.1468	0.0423
Error	45							
Total	57							

GL= grados de libertad, DT= gíametro de tallo, AP= gltura de planta, AF= área foliar, MFPA= materia fresca de la parte aérea, MFR= materia fresca de raíz, MSPA= materia seca de la parte aérea y MSR= materia seca de raíz.

Anexo L. Valores de Probabilidad F exacta ($Pr > F$) obtenidas de un análisis de varianza de los datos de concentración nutrimental obtenidos en las plantas de maíz (50DDS) en el ensayo 2.

Fuentes de variación	GL	NH	PH	KH	NR	PR	KR
		Pr>F					
Variedad	1	0.8030	0.1709	0.0456	0.2466	0.1132	0.6008
Polímero	2	0.5039	0.8331	0.3983	0.0291	0.6404	0.7726
Interacción VxP	2	0.8958	0.6667	0.5182	0.0086	0.9294	0.2334
Error	7						
Total	12						

GL = grados de libertad, NH= porcentaje de nitrógeno en hojas, PH= porcentaje de fósforo en hojas, KH= p de potasio en hojas, NR= porcentaje de nitrógeno en raíz, PR= porcentaje de fósforo en raíz y KR= porcentaje de potasio en raíz.