



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores
Cuautitlán

**EFFECTO DEL RECUBRIMIENTO DEL GRANO DE MAÍZ (*Zea mays*, L.) CON
QUITOSÁN Y LA ACTIVIDAD DE BOLDO (*Peumus boldus* Mol.) EN EL
CONTROL DEL PICUDO DE MAÍZ (*Sitophilus zeamais* Motschulsky) Y EN
HONGOS DE ALMACÉN**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERA EN ALIMENTOS
PRESENTAN:

**JESIKA LISETH GARCÍA GONZÁLEZ
ARIADNA GARCÍA TREJO**

ASESORES DE TESIS
DRA. SUSANA PATRICIA MIRANDA CASTRO
M. C. MARIA CRISTINA JULIA PÉREZ REYES
DR. SERGIO JIMÉNEZ AMBRIZ



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

U. N. A. M.
ASUNTO: VOTO APROBATORIO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

**DRA. SUEMI RODRÍGUEZ ROMO
DIRECTORA DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE**



ATN: L.A. ARACELI HERRERA HERNÁNDEZ
Jefa del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el Art. 2º del Reglamento de Exámenes Profesionales nos permitimos comunicar a usted que el resultado de la Tesis:

Efecto del recubrimiento del grano de maíz (Zea mays, L.) con quitosán y la actividad de boldo (Peumus boldus Mol.) en el control del picudo de maíz (Sitophilus zeamais Motschulsky) y en hongos de almacén

Que presenta la pasante: Jesika Liseth García González
Con número de cuenta: 300237513 para obtener el Título de: Ingeniera en Alimentos

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU"
Cuautitlán Izcallí, Méx. a 17 de agosto de 2011.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	Dra. Susana Patricia Miranda Castro	
VOCAL	M. en C. Dora Luz Villagómez Zavala	
SECRETARIO	Dra. Elsa Gutiérrez Cortez	
1er SUPLENTE	M. en C. Ma. del Carmen Valderrama Bravo	
2do SUPLENTE	M. en T.A. Omar Reyes Martínez	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 120).
HHA/pm



**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

U. N. A. M.

ASUNTO: **VOTO APROBATORIO**

**DRA. SUEMI RODRÍGUEZ ROMO
DIRECTORA DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE**



**ATN: L.A. ARACELI HERRERA HERNÁNDEZ
Jefa del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán**

Con base en el Art. 28 del Reglamento de Exámenes Profesionales nos permitimos comunicar a usted que revisamos la **Tesis:**

Efecto del recubrimiento del grano de maíz (Zea mays, L.) con quitosán y la actividad de boldo (Peumus boldus Mol.) en el control del picudo de maíz (Sitophilus zeamais Motschulsky) y en hongos de almacén

Que presenta la pasante: Ariadna García Trejo

Con número de cuenta: 300243776 para obtener el Título de: Ingeniera en Alimentos

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE

“POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU”

Cuautitlán Izcallí, Méx. a 17 de agosto de 2011.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	Dra. Susana Patricia Miranda Castro	
VOCAL	M. en C. Dora Luz Villagómez Zavala	
SECRETARIO	Dra. Elsa Gutiérrez Cortez	
1er SUPLENTE	M. en C. Ma. del Carmen Valderrama Bravo	
2do SUPLENTE	M. en T.A. Omar Reyes Martínez	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 120).
HHA/pm

AGRADECIMIENTOS

Dra. Susana Patricia Miranda Castro

Gracias por todo su apoyo, su confianza, sus pláticas, su amistad brindada y por su infinita paciencia desde el inicio y al final de este proyecto. Por su gran ejemplo de superación y dedicación, el amor a la investigación y al orgullo de pertenecer a la máxima casa de estudios profesionales y así como pertenecer a la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.

M. en C. María Cristina Julia Pérez Reyes

Gracias por la información proporcionada, por sus enseñanzas sobre Fitopatología y por sus valiosos comentarios que permitieron complementar esta tesis porque sin ellos no se hubiera logrado el objetivo, por su amistad brindada y sus consejos.

Dr. Sergio Jiménez Ambriz

Gracias por sus valiosas observaciones y por la revisión de su tema, por sus correcciones para la estructuración y redacción de esta tesis, por sus excelentes aportes académicos y su valioso apoyo en el desarrollo de esta investigación.

JESIKA Y ARIADNA

AGRADECIMIENTOS

A nuestros sinodales por todo su apoyo brindado.

A los programas:

- *PAPIME No. PE203211*
- *PAPIME No. PE204011*

JESIKA Y ARIADNA

AGRADECIMIENTOS

A la UNAM por abrirme sus puertas y por todo lo que me apporto de manera académica y personal, es un inmenso orgullo pertenecer a ella.

*A ti mamá **Ma. Juana González Gómez**, sabes que si he llegado tan lejos, mucho has tenido que ver. Te agradezco infinitamente el que siempre hayas estado a mi lado, porque más que mi mamá has sido mi mejor amiga compartiendo mis triunfos y alegrías así como limpiando mis lágrimas. Eres la mujer más fuerte y entregada que conozco espero te sientas tan orgullosa de mí como yo de ti, gracias por todo tu esfuerzo y tu enorme apoyo.*

*A ti papá **Juan García López**, este es un logro que quiero compartir contigo, porque siempre has creído en mí en momentos en los que ni yo misma lo he hecho. Gracias por esa confianza que me depositaste, por impulsarme siempre a seguir adelante y nunca retroceder.*

*A mi abuelita **Lucia Gómez Díaz**, por su ejemplo de fortaleza en momentos en que sentimos que la vida nos muestra su peor cara, es un orgullo para mí ser tu nieta.*

A todos mis amigos de la carrera sin excluir a nadie, que hicieron mi estancia en la máxima casa de estudios una época increíble en mi vida, gracias por tantos buenos momentos que pasamos juntos.

*A mi compañera de Tesis **Ariadna García Trejo**, que sin ella este proyecto no se hubiera logrado, por contribuir con su esfuerzo y empeño para que esto se hiciera realidad.*

A todos mis profesores no sólo de la carrera, sino de toda la vida, que durante mi formación académica, ofrecieron su mayor esfuerzo al compartir sus conocimientos, mil gracias porque de alguna manera forman parte de este logro.

A todas aquellas personas que me han brindado su amistad, apoyo, ánimo y compañía en las diferentes etapas de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en el corazón. Sin importar donde estén quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por compartir conmigo en su momento.

JESIKA

AGRADECIMIENTOS

*A la **UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO** por darme la oportunidad y el privilegio de pertenecer a ella, por haberme formado profesionalmente, por el gran significado de ser **UNIVERSITARIO**.*

*Dice Rousseau que “**un buen padre vale por cien maestros**” y con esta frase quiero agradecer a mi madre **Diana Trejo Roque** por su gran ejemplo de vida, por enseñarme a como emprender el vuelo y sobre todo por dejarme volar así como a mi padre **Alfredo García Fuentes** por su apoyo y cariño.*

*A ti abuelita **Luisa Roque Carrasco** por el gran ejemplo de ser la primera PUMA en la familia, por tu entereza y fortaleza pero sobre todo por los grandes consejos brindados para mi crecimiento personal y profesional.*

*A mis hermanas **Anaid** y **Dafne**, porque esto es el ejemplo de que si se quiere se puede lograr el objetivo, por sus palabras de aliento y su cariño.*

*A mi aliada en toda mi estancia en la UNAM; a ti **Jesika García González**, porque sin tu apoyo y comprensión este trabajo no habría sido igual, lo hemos logrado amiga.*

*A ti **Adán Franco** por todo el apoyo y motivación para concluir este ciclo, por enseñarme a no dejarme vencer.*

*A la familia Roque y Araiza, pero hago una mención especial a dos personitas que me han dado ejemplo de vida y que siempre han estado conmigo a ti **Luz Elein** y **Zoar**, las quiero.*

A todas las personas que he conocido en mi vida y que me han ayudado positivamente en mi crecimiento personal y profesional mis grandes amigos, porque no necesito poner nombres ustedes lo saben.

ARIADNA

ÍNDICE

	Página
RESÚMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
CAPITULO I. ANTECEDENTES	4
1. 1 Generalidades del maíz	4
1.2 Clasificación botánica	5
1.3 Morfología	5
1.4 Tipos de maíz	7
1.5 Estructura del grano	8
1.5.1 Composición química de las partes del grano	9
1.5.2 Composición química general	9
1.6. Países productores de maíz	12
1.7 Producción en México	13
1.8 Cosecha	18
1.9 Poscosecha	19
1.10 Importancia en la industria alimentaria	20
1.11 Almacenamiento	21
1.11.1 Factores bióticos y abióticos	22
1.11.2 Daños causados por plagas y enfermedades	24
1.13 Generalidades de insectos	27
1.13.2 Características de insectos en granos almacenados	27
1.13.2 Clasificación de insectos plaga en grano almacenado	27
1.13.3 Causas de infestación de las plagas en almacén	29
1.13.4 Gorgojos	30
1.14 Picudo de maíz <i>Sitophilus zeamais</i> M	30
1.14.1 Origen de la especie <i>Sitophilus Zeamais</i>	31
1.14.2 Distribución	31
1.14.3 Biología, ecología y comportamiento	31
1.14.4 Clasificación Taxonómica	32
1.14.5 Descripción y Morfología	32
1.14.6 Daños	35
1.15 Métodos de control	35
1.15.1 Control cultural	36
1.15.2 Control físico	36
1.15.3 Control químico	37
1.15.4 Control por resistencia genética	38
1.15.5 Control por aplicación de polvos inertes	38
1.15.6 Control mediante el uso de aceites vegetales	39
1.15.7 Control mediante el uso de extractos y polvos vegetales	39

	Página
1.16. Generalidades de Hongos	40
1.16.1 Morfología y reproducción	42
1.16.2 Identificación	42
1.17 Hongos que atacán el grano de maíz	43
1.17.1 Hongos de campo	44
1.17.2 Hongos de almacén	45
1.17.3 Hongos de deterioro avanzado	46
1.18 Control de hongos	47
1.19 Quitina y Quitosán	48
1.19.1 Generalidades	48
1.19.2 Aplicaciones	49
1.19.3 El Quitosán como alternativa antifúngica	51
1.19.4 Propiedades del Quitosán que influyen en su efecto fungicida	52
1.20 Boldo (<i>Peumus boldus</i> Molina)	53
1.20.1 Generalidades	53
1.20.2 Origen	54
1.20.3 Composición química	55
1.21 Usos	56
1.22 Procesamiento de la hoja de <i>Peumus boldus</i>	57
1.22.1 Comercialización del <i>Peumus boldus</i>	59
CAPITULO II. OBJETIVOS	60
2.1. Objetivo general	60
2.2. Objetivos particulares	60
CAPITULO III. METODOLOGIA	61
3.1 Descripción de actividades preliminares	62
3.2 Objetivo Particular 1	67
3.3 Objetivo Particular 2	70
3.4 Objetivo Particular 3	71
3.5 Objetivo Particular 4	73
CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	74
CONCLUSIONES	113
RECOMENDACIONES	115
REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	116

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
CAPITULO I	
1. Perfil taxonómico	5
2. Componentes del grano de maíz	9
3. Composición química del grano de maíz y de sus componentes (valores en promedio base seca)	9
4. Valor Nutrimental del maíz	9
5. Componentes del grano de maíz	10
6. Avance de siembras y cosechas de maíz otoño-invierno 2011	13
7. Expectativas de producción de maíz grano 2007-2012	17
8. Insectos Primarios que atacan a los cereales	28
9. Insectos secundarios que atacan a los cereales	28
10. Clasificación Taxonómica	32
11. Clasificación Taxonómica del <i>P. Boldus</i>	54
12. Químicos extraíbles de hoja, corteza y madera de <i>P. Boldus</i>	55
CAPITULO III	
13. Características del Grano de Maíz utilizado para la experimentación	62
14. Diseño experimental para la evaluación del efecto de boldo en el desarrollo de <i>S.zeamais</i>	71
CAPITULO IV	
15. TL50 (h) de la mortalidad de adultos <i>S. zeamais</i> en los diferentes tratamientos	74
16. Emergencia (h) de <i>S. zeamais</i>	76
17. Grano dañado (%) por <i>S. zeamais</i>	77
18. Desarrollo promedio de <i>S. zeamais</i> expuesto a boldo	78
19. Crecimiento de <i>Fusarium moniliforme</i> a humedad del 75%	79
20. Crecimiento de <i>Fusarium moniliforme</i> a humedad del 85%	81
21. Crecimiento de <i>Alternaria</i> a humedades de 75 y 85%	82
22. Crecimiento de <i>E. Chevalieri</i> a humedades de 75%	83
23. Crecimiento de <i>E. Chevalieri</i> a humedades de 85%	84
24. Crecimiento de <i>E. herbariorum</i> a humedades de 75% y 25 °C	85
25. Crecimiento de <i>E. herbariorum</i> a humedades de 85% y 25 °C	87
26. Crecimiento de <i>E. rubrum</i> a humedades de 75% y 25 °C	88
27. Crecimiento de <i>E. rubrum</i> a humedades de 85% y 25°C	88
28. Crecimiento de <i>E. repens</i> a humedades de 75% y 25°C	89
29. Crecimiento de <i>E. repens</i> a humedades de 85% y 25 °C	90
30. Crecimiento de <i>A. flavus</i> a humedad relativa de 75% y 25 °	91
31. Crecimiento de <i>A. flavus</i> a humedad relativa de 85% y 25 °C	92
32. Crecimiento de <i>Penicillium</i> a humedad relativa de 75% y 25 °C	93

	Página
33. Crecimiento de <i>Penicillium</i> a humedad relativa de 85% a 25 °C	95
34. Crecimiento de <i>A. candidus</i> a humedad relativa de 75 y 85% a 25 °C	96
35. Crecimiento de <i>A. penicilloide</i> a humedad relativa de 75% y 25 °C	96
36. Crecimiento de <i>A. penicilloide</i> a humedad relativa de 85% y 25 °C	97
37. Crecimiento de <i>A. niger</i> a humedad relativa de 75 y 85% a 25 °C	98
38. Crecimiento de <i>Rhizopus</i> a humedad relativa de 75 y 85% a 25 °C	99
39. Hongos aislados e identificados en los diferentes tratamientos evaluados en los granos del maíz	100
40. Temperatura y actividad de agua requeridas para el desarrollo de algunas especies de <i>Aspergillus</i> y <i>Eurotium</i>	104

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
CAPITULO I	
1. Maíz	4
2. Morfología del maíz	6
3. Estructura del grano de maíz corte longitudinal	8
4. Países productores de maíz	12
5. Estados productores de maíz	14
6. Principales estados productores de maíz blanco	15
7. Principales estados productores de maíz amarillo	15
8. Producción regional promedio de maíz	16
9. Etapas del manejo del grano	18
10. Principales factores abióticos y bióticos que causan pérdidas durante la producción y almacenamiento de maíz a nivel mundial	23
11. Principales plagas que atacan el maíz en poscosecha en México. A: picudo del maíz, <i>Sitophilus zeamais</i> ; B: barrenador grande de grano <i>Prostephanus truncatus</i> ; C: palomilladora de maíz, <i>Sitotroga cerealella</i>	25
12. Picudo de maíz	31
13. Ataque típico de <i>Sitophilus zeamais</i> a granos de maíz	33
14. Diferencia de sexo de <i>S. zeamais</i> : a) hembra b) macho	34
15. Grano de maíz atacado por gorgojo; a) perforación por adulto; b) surcos en el endospermo formados por la larva	35
16. Crustáceo	49
17. Quitosano	49
18. Aplicaciones del Quitosán en diversos campos	50
19. Boldina	56
20. Procesamiento de las hojas de boldo	58
CAPITULO II	
21. Cuadro Metodológico	61
CAPITULO III	
22. MOTOMKO INS, modelo 919 ES del UNIGRAS	62
23. Proceso de siembra en cajas de petri	66
24. Campana de Flujo Laminar marca VECO	66
25. Incubadora marca PRECISION SCIENTIFIC modelo Low temperatur4 incubator 815	67
26. Secuencia de la evaluación, para mortalidad y emergencia	68
27. Infestación del maíz tratado	69
28. A) Tamiz # 5-4.33 mm, B) insectos vertidos en el tamiz	69
29. Esquema de diseño de distribución de granos a) 20 días, b) 40 días, c) 60 días d) 80 días, e) 100 días	71

	Página
30. A) Procedimiento de contenido de humedad, B) Estufa	72
31. Siembra en cajas petri	72
CAPITULO IV	
32. Línea de TL ₅₀ para boldo y Quitosán + boldo	75
33. Emergencia de <i>S. zeamais</i> , de maíz infestado expuesto a boldo	78
34. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>F. moniliforme</i>	80
35. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>F. moniliforme</i>	81
36. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>Altenaria sp.</i>	82
37. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>E. chevalieri</i>	84
38. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>E. chevalieri</i>	85
39. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>E. herbariorum</i>	86
40. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>E. herbariorum</i>	87
41. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>E. rubrum</i>	89
42. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>E. repens</i>	90
43. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>E. repens</i>	91
44. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>A. flavus</i>	92
45. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>A. flavus</i>	93
46. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>Penicillium</i>	94
47. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>Penicillium</i>	95
48. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de <i>A. penicilloide</i>	97
49. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de <i>A. penicilloide</i>	98
50. Crecimiento en medio de cultivo de <i>F. moniliforme</i> a 40 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 y 85% en testigo	101

	Página
51. Vista de <i>F. moniliforme</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2 ...	101
52. Crecimiento en medio de cultivo de <i>Alternaria sp.</i> a 40 días de almacenamiento en humedad relativa de 85% en tratamiento de Quitosán	102
53. Vista de <i>Alternaria sp.</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2 ...	103
54. Crecimiento en medio de cultivo de <i>E. chevalieri</i> a 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 85% en tratamiento de Quitosán	105
55. Crecimiento en medio de cultivo de <i>E. herbariorum</i> a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 75% en tratamiento de Quitosán	105
56. Crecimiento en medio de cultivo de <i>E. repens</i> a 80 días de almacenamiento en humedad relativa de 75% en testigo	106
57. Crecimiento en medio de cultivo de <i>E. rubrum</i> a 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 85% en tratamiento de boldo	106
58. Vista de <i>A. flavus</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2	107
59. Crecimiento en medio de cultivo de <i>A. candidus</i> a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 85% en testigo	108
60. Crecimiento en medio de cultivo de <i>A. penicilloide</i> a 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 75% en testigo	108
61. Vista de <i>A. penicilloide</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2	109
62. Crecimiento en medio de cultivo de <i>A. niger</i> a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 75% en testigo	109
63. Vista de <i>A. niger</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2	110
64. Crecimiento en medio de cultivo de <i>Penicillium</i> a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 75% en tratamiento de boldo	110
65. Vista de <i>Penicillium</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2	111
66. Vista de <i>Rhizopus</i> en microscopio compuesto marca Olympus B-H2	112

RESÚMEN

El maíz es uno de los cereales más importantes de Latinoamérica. La mayor parte de la producción de granos básicos es aportada por los pequeños y medianos agricultores, quienes a su vez se ven afectados cuando sus cosechas son atacadas a nivel de campo y almacén por insectos, hongos, roedores y aves. Cuando el grano no es consumido por las plagas, puede ser contaminado por sus excrementos y/o cuerpos, lo que ocasiona una pérdida de la calidad del grano. Parte de la producción de maíz en América Latina, se pierde en el almacenamiento. Para minimizar estas pérdidas, normalmente se utilizan insecticidas sintéticos, los cuales con frecuencia conducen a problemas tales como resistencia en los insectos, contaminación del ambiente y presencia de residuos en alimentos. Por tal motivo es importante crear alternativas que eviten este tipo de problemas. De acuerdo a esta problemática, se planteó como objetivo principal de este estudio la determinación del efecto insecticida y fungicida del recubrimiento de grano de maíz con quitosán y compuestos activos volátiles de polvo vegetal de boldo en condiciones de almacén. Los parámetros estimados fueron mortalidad, emergencia y grano dañado así como el efecto del boldo en el desarrollo del *Sitophilus zeamais* Motschulsky; dichos tratamientos se evaluaron conjuntamente y cada uno por separado en concentraciones del 1% realizando tres repeticiones incluyendo un testigo. El diseño experimental fue completamente al azar. Los mejores resultados obtenidos en la mortalidad de *S. zeamais* se mostraron con el uso de boldo los cuales muestran una similitud con los de quitosán más boldo, por consecuencia ambos tratamientos tuvieron una nula emergencia y por tanto no hubo grano dañado. Con la finalidad de evaluar el efecto antifúngico de los tratamientos se almacenaron las muestras de maíz ya tratadas en dos humedades relativas (75 y 85%), durante un periodo de 100 días realizando muestreos cada 20 días. Por cada tratamiento y periodo de almacenamiento se establecieron tres repeticiones, de lo que se tiene como resultado que los tratamientos presentan efecto fungistático dependiendo de las diversas especies encontradas. Finalmente los resultados obtenidos demuestran que el proyecto proporciona una alternativa concreta, medioambientalmente sostenible y prometedora para el almacenamiento del grano de maíz.

INTRODUCCIÓN

El maíz es junto con el trigo y el arroz, uno de los cereales más importantes del mundo, suministra elementos nutritivos a los seres humanos, además de ser una materia prima en la industria de la transformación, con la que se producen entre otros productos, almidón, aceite, proteínas, bebidas alcohólicas y edulcorantes alimenticios (González, 1995).

Entre el 30 y 40% de la producción de maíz en América Latina, se pierde en almacenamiento (Silva *et al.*, 2005). Las principales causas que originan estas pérdidas, son la carencia de estructuras adecuadas para el almacenamiento y la conservación de las cosechas, la carencia de métodos, técnicas y equipo para el manejo de los granos a partir de la cosecha, y sobre todo la falta de difusión de información técnica y de personal calificado para dar asistencia a los campesinos y a los comerciantes que compran los granos. Con esas carencias en los sistemas de postcosecha, sobrevienen una serie de problemas, como son; los causados por insectos y hongos que inciden en los almacenes (Moreno y Ramírez, 1991).

Una de las principales causas de la pérdida son las plagas en los granos almacenados y en México la de mayor relevancia es el gorgojo del maíz (*Sitophilus zeamais* Motschulsky), el cual ataca tanto en el campo como durante el almacenamiento (Christensen y Kufmann, 1969). Para minimizar estas pérdidas, normalmente se utilizan insecticidas sintéticos, pero estas útiles herramientas. Conducen con frecuencia a problemas tales como resistencia en los insectos, contaminación del ambiente y presencia de residuos en alimentos (Silva *et al.*, 2003). A su vez, los microorganismos, particularmente ciertas especies de hongos, son causa importante del deterioro del grano. Tres factores fundamentales controlan la velocidad de crecimiento de hongos, estos son: humedad, tiempo y temperatura (Hoseney, 1991).

Algunos polvos vegetales presentan propiedades deseables en el control de plagas como insecticidas de contacto, repelentes o incluso atrayentes (Silva *et al.*, 2005).

En consecuencia, el uso de plantas para proteger granos almacenados es una alternativa viable que debe ser investigada y validada con rigor científico, lo cual constituye importantes ventajas especialmente para el productos de escasos recursos (Silva *et al.*, 2003). Por tanto es necesario evaluar productos naturales con propiedades insecticidas que no contaminen el ambiente, sean económicos y de fácil obtención y aplicación (Núñez, 2005). Experiencias realizadas en México y Chile demuestran que *Peumus boldus* Mol es una alternativa efectiva para controlar *Sitophilus zeamais* Motschulsky en granos almacenados, mostrando efectos de mortalidad cercanos al 100% (Silva *et al.*, 2005). La búsqueda de métodos alternativos de manejo de plagas ha tenido como propósito fundamental encontrar técnicas que permitan manejar la resistencia desarrollada por las plagas a los plaguicidas (Luna, 2004). Por otro lado, el Quitosán ha adquirido considerable interés debido a que inhibe el crecimiento de una amplia variedad de hongos. Pero existen pocas investigaciones acerca del recubrimiento de granos contra el combate de insectos, sin embargo, hay muchas investigaciones en cuanto a la actividad bacteriana y antifúngica del quitosán tanto en frutos como cereales (Covarrubias *et al.*, 2006).

En este trabajo se planteo generar una innovadora tecnología para la reducción de pérdidas postcosecha de los granos y semillas, se evaluará la actividad de una película de Quitosán y polvo vegetal (*Peumus boldus* Mol) para contrarrestar a el *Sitophilus zeamais* Motschulsky así como el crecimiento de hongos de almacenamiento en grano de maíz sometido a humedades relativas de 75 y 85%, debido a la importancia de la conservación y protección de los granos almacenados pues constituye una necesidad alimenticia, social y económica; por tanto, es necesario evaluar productos naturales con propiedades insecticidas y fungicidas como una alternativa a los métodos químicos tradicionales que no contaminen el ambiente, de fácil obtención, aplicación y sean económicos, todo esto enfocado a mantener la calidad del grano para su industrialización y la inocuidad del mismo.

CAPITULO I. ANTECEDENTES

1.1 Generalidades del maíz

El maíz es una de las plantas cultivadas más importantes que descubrieron los primeros conquistadores del siglo XV en el Nuevo Mundo. Aunque es posible señalar a América Central como el primer centro de cultivo de maíz, el origen de la planta es más oscuro porque aparentemente no se conoce como planta silvestre. Sin embargo, en México existe una gramínea muy próxima al maíz, el teosinte (*Euchlena mexicana*) híbrida libremente con *Zea*, habiéndose sugerido que el maíz actual es de origen híbrido o que de alguna forma deriva del teosinte (Figura 1). Se ha identificado polen de maíz en las excavaciones de la ciudad de México que datan de hace unos 80,000 años, siendo bien conocido que el maíz fue originalmente una planta mucho más pequeña que en la actualidad, más próxima en talla al teosinte (Langer, 1987).

El maíz era un artículo esencial en las civilizaciones maya y azteca, y tuvo su principal papel en sus creencias religiosas, festividades y nutrición en ambos pueblos (FAO, 1993).

La gran expansión de este cultivo se debe en gran parte a que es una especie vegetal con una gran área de adaptación bajo diversas condiciones ecológicas y edáficas como lo demuestra el hecho de cultivarse desde Canadá hasta Argentina, es decir, prácticamente en todos los países de América (Sánchez, 1978).



Fuente: www.bedri.es (2011).

Figura 1. Maíz de origen híbrido descendiente de una gramínea (teosinte)

1.2 Clasificación botánica

El maíz pertenece a la familia de las gramíneas. Su nombre científico es *Zea mays*, L. (Cuadro 1). Debido a que el maíz se ha cultivado en casi todas las partes del mundo, es posible encontrar plantas de este cereal con algunas características diferentes (Parsons, 1991).

Cuadro 1. Perfil taxonómico

Nombre binomial: <i>Zea mays</i> L.	
Reino	Plantae
División	Tracheophyta
Subdivisión	Pteropsidae
Clase	Angiospermae
Subclase	Monocotyledonea
Grupo	Glumiflora
Orden	Graminales
Familia	Graminaceae
Tribu	Maydeae
Género	<i>Zea</i>
Especie	<i>Mays</i>

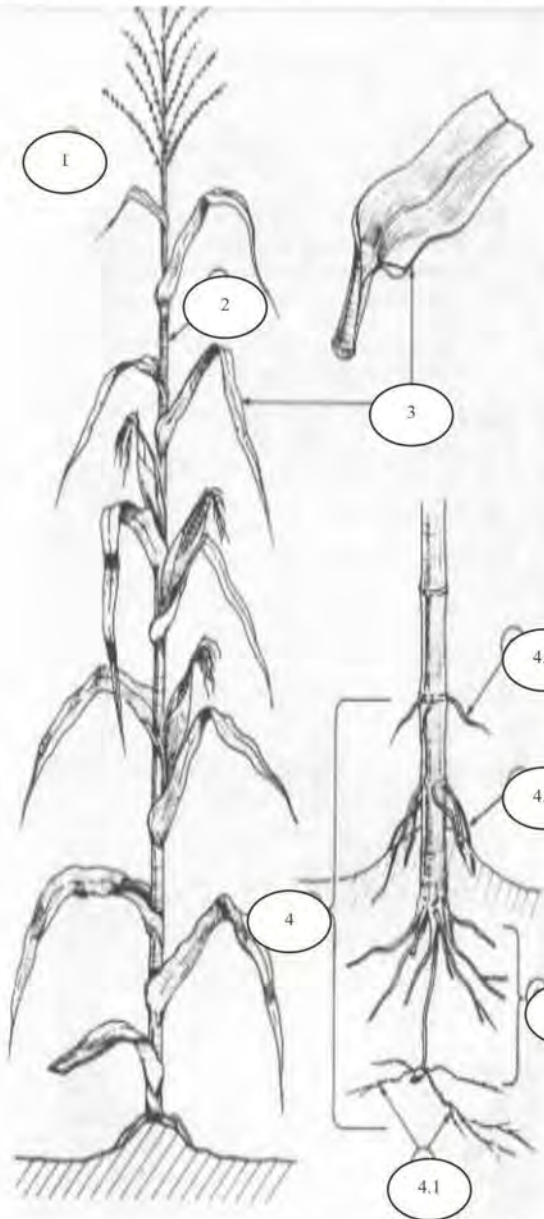
Fuente: González (1995).

1.3 Morfología

El maíz es una planta anual con gran desarrollo vegetativo, su tallo es nudoso y macizo y lleva de 15 a 30 hojas alargadas y abrasadoras, de borde áspero, finamente ciliado y algo ondulado. Es una planta monoica, es decir, lleva en cada pie de planta flores masculinas y femeninas. Las flores masculinas se agrupan en panículas (penachos o pendones) terminales y las femeninas se reúnen en varias espigas (panojas o mazorcas) que nacen de las axilas de las hojas del tercio medio de la planta (Llanos, 1984).

Cada flor femenina si es fecundada, dará lugar a un fruto en forma de grano, más o menos duro, lustroso, de color amarillo, púrpura o blanco, los frutos quedan agrupados formando una hilera alrededor de un eje grueso (Llanos, 1984).

En la Figura 2 se ilustra la morfología del maíz la cual se describe a continuación:



1. *Planta*. Existen variedades enanas de 40 a 60cm de altura hasta los gigantes de 200 a 300cm

2. *Tallo*. Es leñoso y cilíndrico. El número de nudos varía de 8 a 25, con un promedio de 16.

3. *Hoja*. La vaina de la hoja forma un cilindro alrededor del entrenudo, pero con los extremos desunidos. Su color usual es verde pero se pueden encontrar hojas rayadas de blanco y verde o verde y púrpura. El número de hojas por planta varía entre 8 y 25.

4. *Sistema Radicular*. Lo conforman los siguientes puntos:

4.1. *Raíz seminal o principal*. Representada por un grupo de una a cuatro raíces, que pronto dejan de funcionar. Se originan en el embrión. Sus funciones suministran nutrientes a las semillas en las primeras dos semanas de desarrollo.

Fuente: Parson (1991).

Figura 2. Morfología del maíz

4.2. *Raíces adventicias*. El sistema radicular de una planta es casi totalmente adventicio. Puede alcanzar hasta dos metros de profundidad.

4.3. *Raíces de sostén o soporte*. Este tipo de raíces se originan en los nudos, cerca de la superficie del suelo. Favorecen una mayor estabilidad y disminuyen los problemas de acame. Las raíces de sostén realizan la fotosíntesis.

4.4. *Raíces aéreas*. Son las raíces que no alcanzan el suelo (Parsons, 1991).

1.4 Tipos de maíz

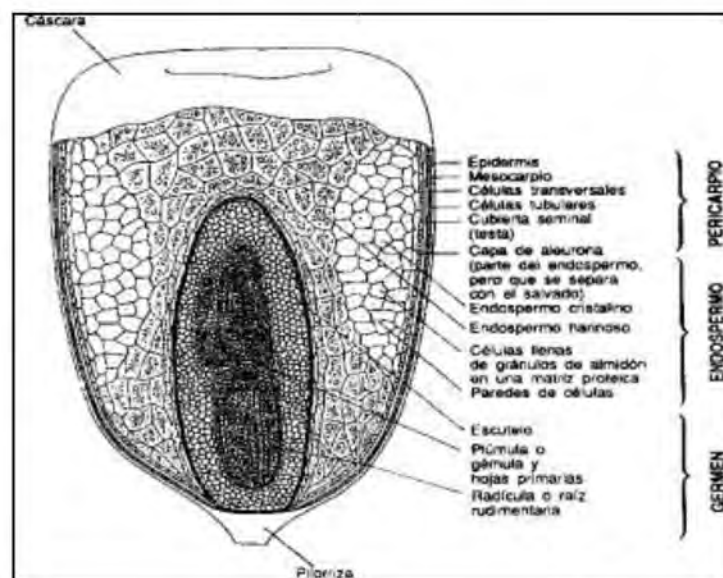
Una clasificación común de las diferentes variedades de maíz es la siguiente:

- Maíz dentado (*Zea mays indentata*). Tiene una cantidad variable de endospermo córneo (duro) y harinoso (suave). La parte córnea está a los lados y detrás del grano, mientras que la porción harinosa se localiza en la parte central y en la corona del grano. Se usa principalmente como alimento animal, materia prima industrial y para la alimentación humana (González, 1995).
- Maíz duro (*Zea mays indurata*). Los granos de este tipo de maíz son duros, lisos y contienen poco almidón suave. El endospermo está constituido, sobre todo, de almidón duro córneo con sólo una pequeña parte de almidón al centro. Son preferidos para alimento humano y para hacer fécula de maíz. Esta menos sujeto a daño por insectos y mohos en el campo y en el almacenamiento (FAO, 2001).
- Maíz harinoso (*Zea mays amilácea*). Está compuesto en gran parte de almidón suave y tienen pocos dientes o ninguno, muestran una gran variabilidad de color de grano y textura. Es la variedad favorita para consumo humano (FAO, 2001).
- Maíz reventón (*Zea mays everta*). Es una de las razas más primitivas y es una forma extrema de maíz cristalino. Se caracteriza por tener un endospermo cristalino muy duro, que solamente tiene una pequeña porción de endospermo harinoso (González, 1995). La humedad atrapada en la parte harinosa se expande cuando se aplica calentamiento y estalla a través de la cubierta dura, creando las palomitas de maíz (FAO, 2001).
- Maíz dulce (*Zea mays sacharata*). Se caracteriza por una apariencia traslúcida y córnea cuando está inmaduro y por una condición vítrea cuando está seco. Tiene un endospermo constituido principalmente por azúcar con muy poco almidón. Es de gran valor comercial por su utilidad como vegetal procesado (González, 1995).
- Maíz Tunicado (*Zea mays tunicata*). Cada grano está encerrado por una vaina o túnica. La mazorca está cubierta con “espatas” como los otros tipos de maíz. Se usa como ornamento o como fuente de germoplasma en los programas de fitomejoramiento (González, 1995).

1.5 Estructura del grano

Lo que se llama habitualmente semilla o grano es el fruto denominado cariósipide. La parte principal de su estructura consiste en una amplia reserva de carbohidratos, el endospermo, rodeado de testa (cubierta de la semilla) y el pericarpio (pared del fruto) que están soldados. Dentro de esta cubierta exterior, antes de llegar a las células repletas de almidón del endospermo, hay una región característica que normalmente es de una sola capa de células, la capa de aleurona, rica en proteínas y en algunas especies también en grasa (Figura 3). Este tejido juega un papel importante en los procesos bioquímicos de la germinación de la semilla. Separado del endospermo por una estructura en forma de escudo, se encuentra el embrión que se diferencia en dos partes; la radícula, cubierta por una estructura protectora llamada coleorriza y la plúmula rodeada por una cubierta o coleoptilo (Langer, 1987).

El endospermo es la reserva energética del grano y ocupa hasta el 80% del peso del grano. Contiene aproximadamente 90% de almidón y 9% de proteína, y pequeñas cantidades de aceites, minerales y elementos traza. El germen contiene una pequeña planta en miniatura, además de grandes cantidades de energía en forma de aceite, el cual tiene la función de nutrir a la planta cuando comienza el período de crecimiento, así como otras muchas sustancias necesarias durante el proceso de germinación y desarrollo de la planta (Serna, 2001).



Fuente: Hosney (1991).

Figura 3. Estructura del grano de maíz corte longitudinal

1.5.1 Composición química de las partes del grano

El grano de maíz maduro tiene un peso promedio de 350 mg y su composición química y física se presenta en los Cuadros 2 y 3:

Cuadro 2. Componentes del grano de maíz

Parámetro	Porcentaje en peso seco	
	Rango	Promedio
Endospermo	80.3-83.5	82.3
Germen	10.5-13.1	11.5
Pericarpio	4.4-6.2	5.3
Punta	0.8-1.1	0.8

Fuente: González (1995).

Cuadro 3. Composición química del grano de maíz y de sus componentes (valores en promedio base seca)

Componentes Químicos (%)	Grano entero	Componentes físicos del grano de maíz			
		Endospermo	Germen	Pericarpio	Punta
Almidón	72.4	86.6	8.3	7.3	5.3
Grasa	4.7	0.86	34.4	0.98	3.8
Proteína	9.6	8.6	18.5	3.5	9.7
Cenizas	1.43	0.31	10.3	0.67	1.7
Azúcar	1.94	0.61	11.0	0.34	1.5
Fibra	2.66	---	---	---	---
Carotenoides(mg/kg)	30	---	---	---	---

Fuente: González (1995).

1.5.2 Composición química general

El grano de maíz es muy nutritivo, pues, contiene una elevada proporción de hidratos de carbono fácilmente digestibles, proteínas, grasas y muy pocas sustancias sin aprovechamiento alimenticio. En el Cuadro 4 se presenta el valor nutritivo del maíz:

Cuadro 4. Valor Nutrimental del maíz.

Maíz	Valor nutritivo	Materia nitrogenada	Materia grasa	Hidratos de carbono
	81.5	7.1	3.9	67.0

Fuente: Llanos (1984).

Su alto contenido en materia grasa lo acredita como alimento de alto poder energético, pero también impide que pueda ser almacenado por largo tiempo (Llanos, 1984).

Los componentes básicos del grano de maíz en porcentaje medio en peso de materia seca, se presenta en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Componentes del grano de maíz

COMPONENTES QUÍMICOS	(%)
Carbohidratos	80
Proteína	10
Lípidos	4.5
Fibra	3.5
Minerales	2.0

Fuente: Llanos (1984).

Almidón

El componente químico principal del grano de maíz es el almidón, al que corresponde hasta el 72-73% del peso del grano. Otros hidratos de carbono son azúcares sencillos en forma de glucosa, sacarosa y fructosa, en cantidades que varían del 1 al 3% del grano. El almidón está formado por dos polímeros de glucosa: amilosa y amilopectina. La amilosa es una molécula esencialmente lineal de unidades de glucosa, que constituye hasta el 25-30% del almidón, el polímero amilopectina también consiste de unidades de glucosa, pero en forma ramificada, y constituye hasta el 70-75% del almidón (Serna, 2001).

Proteínas

Después del almidón, las proteínas constituyen el siguiente componente químico del grano por orden de importancia. En las variedades comunes, el contenido de proteínas puede oscilar entre el 8 y el 11% del peso del grano y en su mayor parte se encuentran en el endospermo. Las proteínas de los granos del maíz están formadas por lo menos por cinco fracciones distintas. Conforme a su descripción, las albúminas, las globulinas y el nitrógeno no proteico totalizan aproximadamente el 18% del total de nitrógeno, con proporciones del 7, 5 y 6%, respectivamente (Serna, 2001).

Aceite y ácidos grasos

El aceite del grano de maíz está fundamentalmente en el germen y viene determinado genéticamente, con valores que van del 3 al 18%. Dichos valores difieren en alguna medida, y cabe suponer que los aceites de distintas variedades tengan composiciones diferentes. El aceite de maíz tiene un bajo nivel de ácidos grasos saturados: ácido palmítico y esteárico, con valores medios del 11% y el 2%, respectivamente. En cambio, contiene niveles relativamente elevados de ácidos grasos polinsaturados, fundamentalmente ácido linoleico, con un valor medio de cerca del 24% (Serna, 2001).

Fibra dietética

Después de los hidratos de carbono (principalmente almidón), las proteínas y las grasas, la fibra dietética es el componente químico del maíz que se halla en cantidades mayores. El salvado de maíz está formado por un 75% de hemicelulosa, un 25% de celulosa y 0,1% de lignina, en peso seco. El contenido de fibra dietética de los granos descascarados será evidentemente menor que el de los granos enteros (Serna, 2001).

Otros hidratos de carbono

El grano maduro contiene pequeñas cantidades de otros hidratos de carbono además de almidón. El total de azúcares del grano varía entre el 1 y el 3%, el elemento más importante, se halla esencialmente en el germen. En los granos en vías de maduración hay niveles más elevados de monosacáridos, disacáridos y trisacáridos. Doce días después de la polinización, el contenido de azúcar es relativamente elevado, mientras que el de almidón es bajo. Conforme madura el grano, disminuyen los azúcares y aumenta el almidón (Serna, 2001).

Minerales

La concentración de cenizas en el grano de maíz es aproximadamente del 1.3%, sólo ligeramente menor que el contenido de fibra cruda. Los factores ambientales influyen probablemente en dicho contenido. El germen es relativamente rico en minerales, con un valor medio del 11%, frente al 1% en el endospermo. El germen proporciona cerca del 78% de todos los minerales del grano. El mineral que más abunda es el fósforo, en forma de fosfato de potasio y magnesio, encontrándose en su totalidad en el embrión con valores de

aproximadamente 0,90 % en el maíz común y cerca del 0,92% en el maíz opaco. Como sucede con la mayoría de los granos de cereal, el maíz tiene un bajo contenido de calcio y de oligoelementos (Serna, 2001).

1.6 Países productores de maíz

Estados Unidos fue el principal país productor de maíz en el mundo con 41.2% de la producción mundial (Figura 4), seguido por China que produjo 19.2%, mientras que los países de la Unión Europea y Brasil aportaron 6.9 y 6.6% respectivamente, así como de México y Argentina que produjeron 2.8 y 2.6% respectivamente (FIRA, 2011).



Fuente: SIAP (2011).

Figura 4. Países Productores de Maíz

Para el ciclo comercial 2010/11, se espera un crecimiento del 3.3% en la producción resultado que se explica por la combinación de incrementos de 2.0 y 7.1% en las producciones de Estados Unidos y China, respectivamente. En el caso específico de la producción estadounidense, los reportes de avance de siembras al mes de mayo informan de un avance del 93% sobre la superficie programada, avance que es muy superior al 80% que se tuvo el año pasado a la misma fecha. Por si mismo, este dato pareciera poco concluyente respecto al impacto en producción total del año. Sin embargo, la siembra a tiempo implica mejores de condiciones generales del cultivo. De esta manera, el adelanto de las siembras respecto al año pasado permitirá incrementar 2.7% la superficie cosechada con rendimientos 0.8% por debajo de los reportados en 2009 (FIRA, 2011).

1.7 Producción en México

El maíz es por mucho el cultivo agrícola más importante de México, desde el punto de vista alimentario, industrial, político y social. Analizando al maíz en relación con los demás cereales (Cuadro 6) que se producen en México (trigo, sorgo, cebada, arroz y avena, principalmente).

Este grano se produce en dos ciclos productivos: primavera-verano y otoño-invierno, bajo las más diversas condiciones agroclimáticas de humedad, temporal y riego. Durante el periodo 1996-2006 se produjo un promedio anual de 19.3 millones de toneladas de maíz, que incluye maíz blanco, amarillo y otros, con un valor promedio anual de 29,090 millones de pesos corrientes.

Cuadro 6. Avance de siembras y cosechas de maíz otoño-invierno 2011

Estado	Superficie (ha)			Producción (ton)	Rendimiento (ton/ha)
	sembrada	Cosechada	sinistrada	Obtenida	obtenido
BAJA CALIFORNIA SUR	2,294	1,376	890	7,971	5.792
CAMPECHE	7,261	6,611	90	10,115	1.530
COLIMA	1,562	1,526		4,630	3.033
CHIAPAS	110,208	86,655		123,030	1.420
DURANGO	49	6		21	3.567
GUANAJUATO	1,020	426		2,776	6.509
GUERRERO	25,827	24,409		85,918	3.520
HIDALGO	23,580	18,066	80	36,714	2.032
JALISCO	4,009	3,416		14,814	4.336
MEXICO	438	68		179	2.648
MICHOACAN	9,092	7,484		24,370	3.256
MORELOS	715	548		2,179	3.976
NAYARIT	6,857	4,011		26,755	6.670
NUEVO LEON	1,877	25		52	2.100
OAXACA	69,778	60,522		116,870	1.931
PUEBLA	33,677	3,697	4,656	11,532	3.119
QUERETARO	781	50	80	68	1.350
QUINTANA ROO	3,970	3,620	350	2,412	0.666
SAN LUIS POTOSI	13,062	7,744	120	13,068	1.687
SINALOA	513,707	348	422,735	387	1.112
SONORA	23,171	4,539	18,270	27,049	5.959
TABASCO	39,232	33,430	195	53,951	1.614
TAMAULIPAS	94,067	4,446	1,880	11,790	2.652
VERACRUZ	184,702	129,305	16,491	292,614	2.263
YUCATAN	974	655	132	1,956	2.986
ZACATECAS	152	88	6	279	3.156
TOTAL	1,172,063	403,072	465,974	871,500	2.162

Fuente: SIAP (2011).

En cuanto a la dispersión geográfica de la producción, el maíz se cultiva prácticamente en todo el país (Figura 5). El 68.1% del volumen de producción se concentra en los estados de

Sinaloa, Jalisco, México, Chiapas, Michoacán, Guanajuato y Guerrero. De estos estados, únicamente Sinaloa basa su producción en el ciclo Otoño-Invierno mientras que los estados de Jalisco, México, Chiapas, Michoacán, Guanajuato y Guerrero cultivan el maíz en el ciclo Primavera-Verano (FIRA, 2011).



Fuente: SIAP (2011).

Figura 5. Estados productores de maíz

Por lo general, en nuestro país se hace mención principalmente de dos variedades de maíz: blanco y amarillo o forrajero. El maíz blanco se produce exclusivamente para el consumo humano, en virtud de su alto contenido nutricional; en tanto que el maíz amarillo se destina al procesamiento industrial y a la alimentación (SIAP,2010).

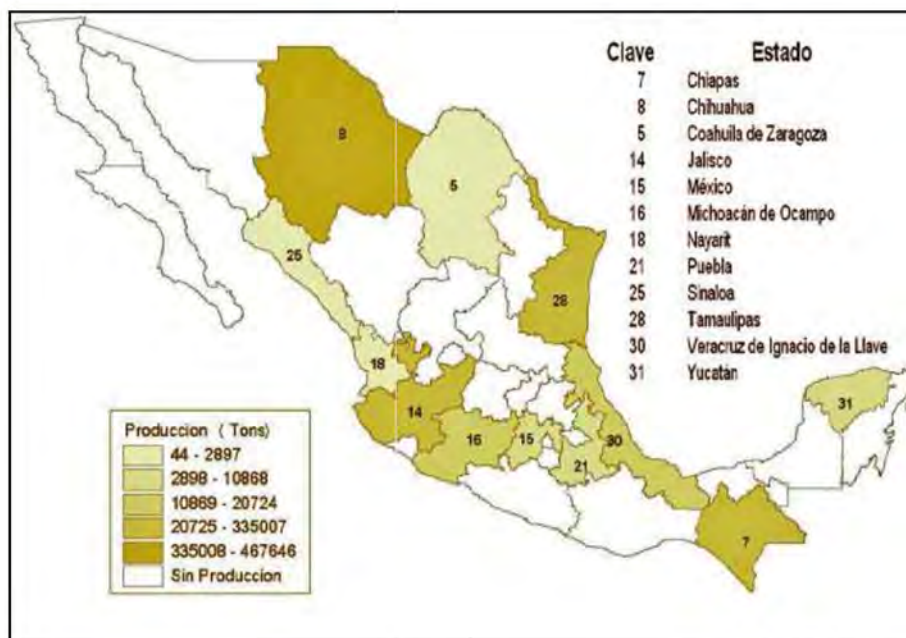
Los principales estados productores de maíz blanco son (Figura 6): Sinaloa, que aporta el 23% del total; Jalisco, 13%; Michoacán, Chiapas y Guerrero contribuyen con el 7% cada uno; en conjunto, estas entidades aportaron el 57% de la producción total de 2005. Otros importantes estados en la producción de este grano son Estado de México y Guanajuato con 6% en cada caso; Veracruz, 5% y Puebla con 4% (SIAP, 2010).



Fuente: SIAP (2010).

Figura 6. Principales estados productores de maíz blanco

En cuanto a la producción de maíz amarillo (Figura 7), cuatro entidades contribuyen con el 94% de la producción total: Chihuahua (35%), Jalisco (25%), Tamaulipas (21%) y Chiapas (13%) (SIAP, 2010).



Fuente: SIAP (2010).

Figura 7. Principales Estados Productores de Maiz amarillo; Maíz Grano Amarillo Año Agrícola 2005 Riego + Temporal

En promedio los estados más comerciales que han enviado más de la mitad de la producción al mercado son: Oaxaca, Nayarit, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán, Jalisco, Guanajuato y Baja California Sur (Figura 8), en donde la producción destinada al mercado va de un 50 hasta un 90%. En contrapartida hay estados que extrañamente destinan una parte importante de su producción al autoconsumo como es: Campeche, Coahuila, Guerrero, Hidalgo, Morelos, Querétaro, San Luis Potosí, Tlaxcala y Zacatecas. El destino de la producción de estos granos para el consumo animal es significativo en los estados de: Aguascalientes, Colima, Michoacán, Jalisco, Morelos, Nayarit, Puebla, Sonora y Tlaxcala (Vega *et al.*, 2004).



Fuente: SIAP (2010).

Figura 8. Producción regional promedio de maíz

En términos generales, se estima que la producción de maíz mantendrá su tendencia ascendente. Se pronostica que la producción para el periodo 2007-2012 será de 1.6%; comportamiento que se explica por la mayor obtención de volumen por hectárea como resultado de un mayor destino de recursos financieros en la producción de este grano en los principales estados productores del ciclo otoño-invierno, localizados en el norte de la República, como son: Sinaloa, Tamaulipas y Sonora, de acuerdo con el orden de importancia. Se considera que en la primera entidad se alcanzará un rendimiento promedio cercano a las diez toneladas por hectárea (Cuadro 7).

Cuadro 7. Expectativas de producción de maíz grano 2007-2012

CONCEPTO	2006 ^A	2007 ^B	2008	2009	2010	2011	2012	TMAC
SUPERFICIE SEMBRADA (HECTÁREAS)								
TOTAL	7,885.031	8,014.082	8,193.931	8,306.911	8,459.951	8,546.042	8,728.342	1.7
OTOÑO- INVIERNO	1,138.748	1,170.633	1,199.899	1,232.296	1,264.336	1,299.887	1,331.649	2.6
PRIMAVERA- VERANO	6,746.283	6,843.450	6,994.032	7,074.615	7,195.615	7,246.154	7,396.693	1.6
SUPERFICIE COSECHADA (HECTÁREAS)								
TOTAL	7,410.964	7,512.421	7,687.306	7,792.286	8,004.401	8,054.166	8,095,967	1.5
OTOÑO- INVIERNO	1,107.825	1,137.882	1,166.075	1,196.393	1,226.302	1,256.341	1,286.383	2.5
PRIMAVERA- VERANO	6,303.139	6,374.540	6,521.31	6,595.893	6,778.099	6,797.825	6,809.584	1.3
VOLUMEN DE PRODUCCIÓN (TONELADAS)								
TOTAL	21,973,205	22,498.087	23,065,994	23,297.198	23,851.835	24,070,191	24,411,777	1.6
OTOÑO- INVIERNO	5,945.016	6,101,061	6,265.790	6,402,227	6,575.087	6,736.946	6,875.345	2.4
PRIMAVERA- VERANO	16,028.189	16,397.026	16,800.204	16,894.971	17,276.748	17,333.245	17,536.432	1.4
RENDIMIENTOS (TONELADAS/HECTÁREAS)								
PROMEDIO	2.96	2.99	3.00	2.99	2.98	2.99	3.02	0.1
OTOÑO- INVIERNO	5.37	5.36	5.37	5.35	5.36	5.36	5.34	-0.1
PRIMAVERA- VERANO	2.54	2.57	2.58	2.56	2.55	2.55	2.58	0.0

Fuente: SIAP (2010)

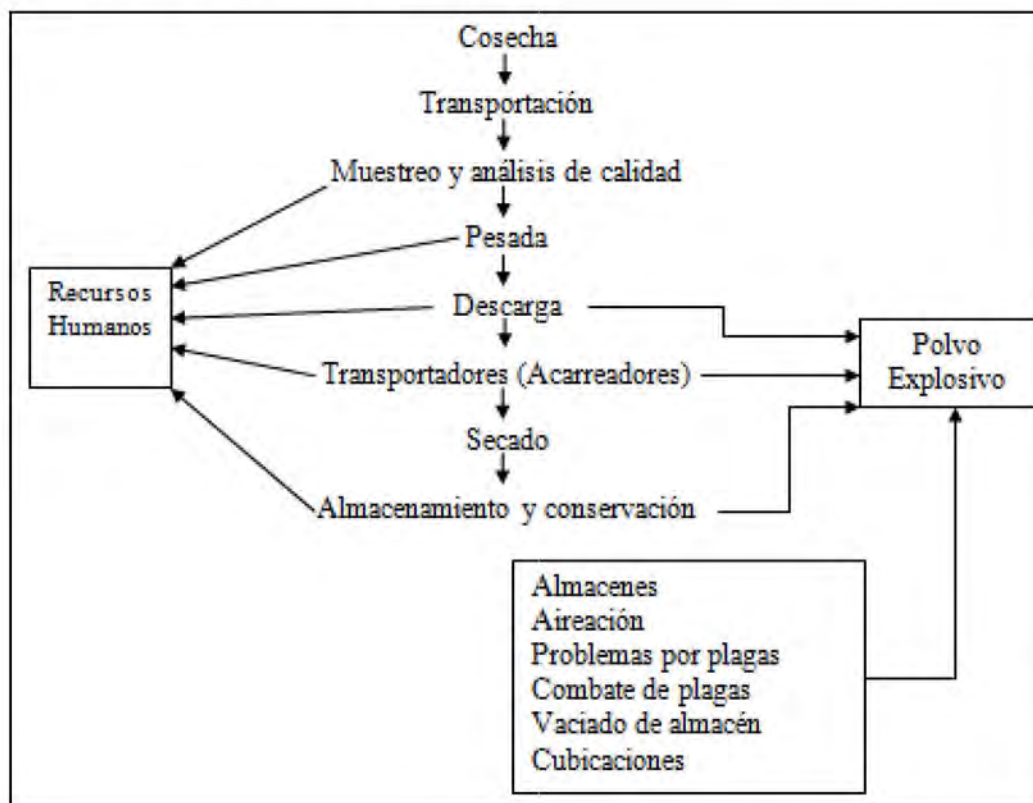
^A Para el ciclo primavera-verano, se consideraron datos del Avance de siembras y cosechas al mes de diciembre de 2006. En el caso del ciclo otoño-invierno corresponden al cierre preliminar de septiembre de 2006.

^B Pronóstico con base en modelos econométricos, a partir de la fecha que se indica.

Nota: Las estimaciones se realizaron considerando como variables independientes la superficie cosechada (toneladas), valor de la producción (millones de pesos corrientes), el rendimiento (toneladas/hectáreas), precios nacionales e internacionales, importaciones, precipitación pluvial y los recursos destinados a procampo. Es importante mencionar que estas estimaciones no consideran las acciones involucradas en los nuevos programas de apoyo a la producción del grano, como el recientemente anunciado Programa de Competitividad de Maíz.

1.8 Cosecha

Cuando el maíz llega a su madurez fisiológica (se alcanza cuando la humedad del grano fluctúa de 30 a 35%), se procede a efectuar la cosecha del grano. Las etapas que integran el manejo del grano se muestran en la Figura 9.



Fuente: González (1995).

Figura 9. Etapas del manejo del grano

La cosecha puede realizarse por dos métodos, el manual y mecánico:

- A. Cosecha Manual:** Consiste en la recolección de las mazorcas. Estas mazorcas se deshojan y se colocan en costales o cestos para posteriormente desgranarlas en una máquina especial accionada por un motor eléctrico.
- B. Cosecha Mecánica:** Cuando se tienen grandes extensiones de sembradío, lo más usual es recolectarlo con una máquina cosechadora. Estas máquinas cortan, recogen, trillan y limpian el grano en una sola pasada. La trilla (desprendimiento de los granos de sus espigas, vainas u olotes) se efectúa por impacto y fricción (González, 1995).

1.9 Poscosecha

SECADO

El secado sirve para reducir a un nivel aceptable la humedad del grano de maíz para que pueda almacenarse y comercializarse. Durante el almacenamiento se pierden 4.5% del grano por daño y respiración y los insectos ocasionan una pérdida adicional de 1 a 3%. La pérdida durante el almacenamiento (cambios químicos, respiración y calentamiento, desarrollo de microorganismos e insectos) puede eliminarse casi por completo a causa del secado y la aireación, ya que estas se relacionan con la humedad y temperatura de los granos (González, 1995).

Los periodos de secado pueden ser:

- *De tasa constante:* donde el secado ocurre en la superficie del grano y es similar a la evaporación de humedad de una superficie líquida, su tasa de evaporación es determinada por el medio circundante, y casi no influye el material del que se evapora la humedad. Es de corta duración.
- *De reducción:* en este periodo hay movimiento de humedad dentro del grano hacia la superficie, y evaporación de humedad de la superficie. Algunos mecanismos que controlan este movimiento son: difusión líquida y de vapor, flujo capilar, vaporación de humedad y difusión térmica (González, 1995).

Actualmente están en uso dos procedimientos básicos de secado:

- *Baja temperatura:* se utiliza aire el cual se hace pasar a través de una masa de grano. El sistema es eficiente en cuanto a energía se refiere, ya que solamente requiere la necesaria para vencer la resistencia del grano, una ventaja del secado a baja temperatura es que no se perjudica el grano por elevación de la temperatura (Hoseney, 1991). Este proceso se realiza por secado en capas delgadas, secado en capas gruesas y secado en silo lleno (González, 1995).
- *Alta temperatura:* Se acelera el proceso calentando el aire, el cual a su vez elimina el agua del grano, aumentando la temperatura. La ventaja principal es el ahorro de tiempo y su desventaja es el costo de energía necesaria para calentar el aire, y el

perjuicio que se puede causar al grano por la elevación de temperatura (Hoseney, 1991).

Los métodos de secado con altas temperaturas se clasifican en tres grupos: secado por lotes (capas), secado de flujo continuo y secado modificado (González, 1995),

AIREACIÓN

La aireación es fundamental para el manejo del grano almacenado, actualmente la aireación (movimiento de aire a través del grano almacenado) es una práctica aceptada para mantener la calidad del producto almacenado, y es aplicable a todos los tipos de almacenamiento sin necesidad de mover el grano (González, 1995).

1.10 Importancia en la industria alimentaria

El maíz es el cultivo más importante de México, forma parte importante en la dieta de los mexicanos; está presente en la elaboración de más de 4 mil productos, como el almidón, la fructuosa, los aceites, el cartón, el chocolate, como biocombustible, alimento animal entre otros (Vega *et al.*, 2004).

En México el sistema agroindustrial del maíz incluye 7 tipos de industrias para su transformación en materia prima, estas son:

1. Fabricación de tortillas.
2. Molienda de nixtamal (masa para tortillas, tamales, atoles, etc.).
3. Fabricación de harina de maíz nixtamalizado (obtención de masa para tortillas, tamales, atole, etc.).
4. Fabricación de almidones, féculas, levaduras y productos similares, que incluyen los siguientes 16 productos (insumos de las industrias químicas, papelera, farmacéutica, textil, etc.): 1. Glucosa, 2. Glucosa sólida, 3. Color caramelo, 4. Almidón sin modificar, 5. Almidón modificado, 6. Dextrina, 7. Almidón pregelatinizado, 8. Féculas de maíz, 9. Miel de maíz, 10. Aceite refinado, 11. Salvado preparado, 12. Pasta de germen, 13. Gluten de maíz, 14. Agua de cocimiento, 15. Ácido graso de maíz, y 16. Dextrosa.

-
5. Frituras de maíz (palomitas, fritos de maíz, golosinas, etc.).
 6. Hojuelas de maíz (corn flakes).
 7. Alimentos balanceados.

Según estimaciones de la Cámara Nacional de la Industria de Maíz (CNIM) las industrias involucradas en el proceso de fabricación de tortillas (las tres primeras) son las que consumen la mayor cantidad de maíz, el 48% de la oferta nacional total (incluye importaciones y excluye al autoconsumo). La industria de alimentos balanceados le sigue en importancia con el 37% de la oferta total nacional del grano. Por su parte la industria que se dedica a la fabricación de derivados (almidones, féculas, etc.) participa con el 12% de la oferta nacional. El restante 3% es consumido por la industria de frituras y hojuelas de maíz, que lo obtiene en su mayor parte de importaciones (Vega *et al.*, 2004).

1.11 Almacenamiento

Como es físicamente imposible el consumo inmediato de la producción total de las cosechas de granos, el hombre tiene que almacenarlos para consumirlos de acuerdo con sus necesidades nutricionales (Ramírez, 1984).

El almacenamiento puede variar desde el sencillo vertido del grano sobre el suelo, hasta el almacenamiento sobre grandes estructuras (Hoseney, 1991).

Cada grano de maíz contiene un embrión que, como ser vivo que es, respira y se alimenta a expensas de la misma materia del grano. La respiración consume oxígeno y produce anhídrido carbónico y agua con desprendimiento de calor, la destrucción de sustancias orgánicas del grano debida a la respiración y consumo del embrión a expensas de la materia del grano supone una pérdida en peso variable con las condiciones (temperatura, humedad y aireación) del almacén o silo (Llanos, 1984).

La recomendación para almacenar el maíz es que contenga máximo hasta un 7% de impurezas o grano roto permisible pero ya con riesgos muy serios respecto a su conservación (Ramírez, 1984).

De igual manera el índice de crecimiento y desarrollo de microorganismos, insectos, ácaros y la magnitud de los cambios físicos y químicos, dependen del contenido de humedad y de la temperatura del grano almacenado. La humedad es el factor más importante que se considera para un almacenamiento seguro.

Cuando el grano se almacena con exceso de humedad, es atacado por hongos e insectos, dañándolo y acelerando su descomposición.

Bajo las condiciones ecológicas de México, el maíz desgranado no se almacena por un lapso mayor a un año, si su contenido de humedad inicial excede de 13%. En las áreas húmedas como Veracruz y Tamaulipas, no es recomendable almacenarlo con una humedad mayor de 13%, y se puede encostalar con una humedad máxima de 15%. En áreas más secas, se puede almacenar con una humedad de 14% y encostalarlo con 16% de humedad como máximo (González, 1995).

1.11.1 Factores bióticos y abióticos

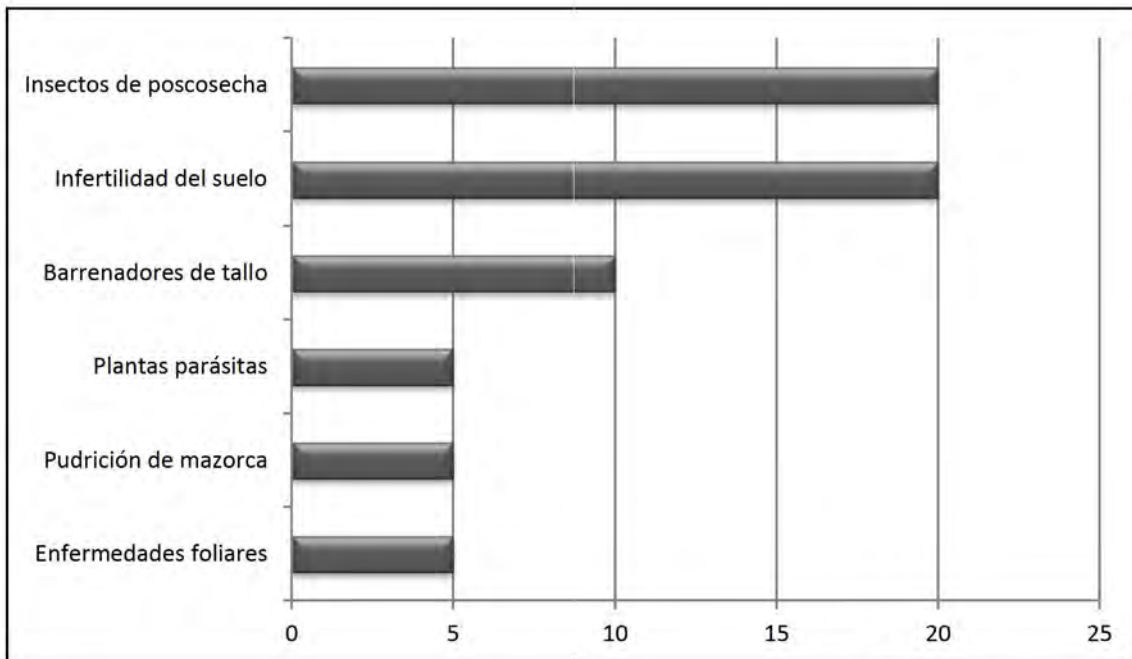
Los tratamientos y medidas para evitar los ataques y pérdidas económicas por agentes vivos: roedores, insectos y hongos son importantes y deben atenerse a las normas de seguridad establecidas para no perjudicar la calidad del grano (Llanos, 1984).

La conservación eficaz del maíz, al igual que la de otros cereales y leguminosas alimenticias, se basa esencialmente en las condiciones ecológicas presentes durante el almacenamiento, en las características físicas, químicas y biológicas del grano, en el periodo de almacenamiento, por último, en las tecnologías utilizadas para este fin.

Los factores de importancia que influyen al respecto son de dos clases: en primer lugar, los de origen biótico, que comprenden todos los elementos o agentes vivos que encontrándose en condiciones favorables para su desarrollo, utilizarán el grano como fuente de elementos de nutrición y con ello ocasionarán su deterioro. Se trata fundamentalmente de insectos, microorganismos, roedores y aves. En segundo lugar están los factores no bióticos, que comprenden la humedad relativa, la temperatura y el tiempo transcurrido (FAO, 1993).

Las características físicas y bioquímicas del grano influyen en los efectos de dichos factores bióticos y no bióticos. La baja conductividad térmica del grano, su capacidad de absorción de agua, su estructura, su composición química, su ritmo de respiración y calentamiento, la textura y consistencia del pericarpio y el método y condiciones del secado influyen en los cambios que tienen lugar durante el almacenamiento (FAO, 1993).

Los diversos factores, bióticos y abióticos, que se identifican como causantes de pérdidas en la producción y almacenamiento de maíz a nivel mundial, se presenta en la Figura 10. Factor abiótico es, principalmente, la infertilidad del suelo y los insectos poscosecha como factor biótico; en conjunto estos factores son responsables de pérdidas entre 70 a 95% de la cosecha cuando las condiciones de cultivo y almacenamiento son deficientes (Lara y Bergvinson, 2007).



Fuente: Lara y Bergvinson (2007).

Figura 10. Principales factores abióticos y bióticos que causan pérdidas durante la producción y almacenamiento de maíz a nivel mundial

A pesar de que las pérdidas causadas por los insectos, roedores y aves son considerables, se ha prestado mayor atención a los problemas causados por las infecciones por hongos, no sólo por las pérdidas de grano ocasionadas sino fundamentalmente a causa de los efectos tóxicos que los subproductos metabólicos de estos microorganismos tienen sobre la salud de los seres humanos y de los animales (FAO, 1993).

Para tener condiciones de almacenamiento adecuadas y usando materiales de construcción locales, se recomienda seguir las siguientes medidas de control:

- Secar el grano a 12-13% de contenido de humedad antes de almacenarlo.
- Limpiar cuidadosamente todo el granero quitando restos de grano, paja, insectos, polvo, etc., antes de poner el nuevo grano.
- Mantener el grano fresco y protegido de cambios importantes de la temperatura exterior; esto se puede obtener construyendo el granero con materiales aislantes y eligiendo la construcción en un lugar sombreado y pintándola de blanco.
- Usar insecticidas protectores del grano para mantener los granos libres de insectos.
- Hacer los graneros a prueba de roedores, por ejemplo sobre postes y protegiéndolos con conos de metal para que aquellos no puedan trepar.
- El granero debe ser impermeable; se debe construir con materiales repelentes del agua, sobre todo para los casos de abundantes lluvias y en los que el agua no filtre; también se debe colocar en lugares altos, a salvo de inundaciones (FAO, 2001).

1.11.2 Daños causados por plagas y enfermedades

Las pérdidas de los productos almacenados no siempre son evidentes, y el deterioro de la calidad raramente se aprecia en toda su magnitud. En los países con climas tropicales y subtropicales es común que en los productos almacenados haya pérdida de peso, transformaciones químicas (carbohidratos, aceite, etc.), contaminación con micotoxinas, fragmentos de insectos, orina y excretas de roedores.

La FAO estima que se pierde en el almacenaje entre el 5 y 10% de todos los granos cosechados, a causa de los insectos, ácaros, roedores y hongos (González, 1995).

Los insectos que pueden vivir de los granos, se dividen en los que se desarrollan dentro del grano y los que viven fuera de el:

- A. Los que se desarrollan en el interior del grano, son los responsables de la infestación oculta que se encuentra en el grano almacenado, los gorgojos depositan sus huevecillos en el interior del grano.
- B. Los insectos que se desarrollan fuera de los granos, suelen alimentarse de granos rotos, polvo de los granos, etc. (Hoseney, 1991).

En la figura 11 se presentan las principales plagas que causan las pérdidas poscosecha en México. En las que se incluyen las siguientes especies: el picudo del maíz, *Sitophilus zeamais*, presentes principalmente en las regiones tropicales y subtropicales; el barrenador grande del grano, *Prostephanus truncatus*, localizado en las regiones altas y la palomilla dorada de maíz, *Sitotroga cerealella*, ubicada en las regiones templadas y altas.

Mientras que las plagas que aparecen con menor frecuencia son: palomilla india de la harina, Gorgojo *castaneum* de la harina, barrenillo de los granos, gorgojo rojizo de los granos, *Cryptolestes ferrugineus*, entre otras (Lara y Bergvinson, 2007).



Fuente: Lara y Bergvinson (2007).

Figura 11. Principales plagas que atacan el maíz en poscosecha en México. A: picudo del maíz, *Sitophilus zeamais*; B: barrenador grande de grano *Prostephanus truncatus*; C: palomilla dorada de maíz, *Sitotroga cerealella*

Los granos son hospederos de gran número de especies diferentes de microbiota, participan aquí, tanto los microorganismos que invaden toda la semilla, como los que son contaminantes superficiales (Hoseney, 1991).

Los hongos de campo que sobreviven a la desecación o que recontaminan los granos secos no pueden crecer en las semillas con poca humedad. Pero durante el almacenamiento los hongos son viables y activos muchos meses. La supervivencia es mayor cuando la temperatura es reducida y los niveles de agua bajos (Silliker, 1985).

Los hongos de campo mueren de forma paulatina después de un prolongado almacenamiento, disminuyendo su presencia a cantidades poco importantes; predominando los hongos de almacén capaces de crecer con menor actividad de agua, es decir, se desarrollan bajo condiciones inadecuadas de almacenamiento (Silliker, 1985).

Los principales hongos que atacan al grano almacenado, son los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*. Las especies de estos géneros, están adaptadas a vivir en el grano con poca humedad, también crecen sobre el grano con contenido de humedad discretamente elevado, especialmente las de *Penicillium*. Algunos hongos son capaces de producir sustancias tóxicas (Hoseney, 1991), llamadas micotoxinas; metabolitos secundarios formados por moléculas complejas que no tienen una función conocida para el hongo que los produce, pero que pueden ser extremadamente tóxicas para otras formas de vida como las aves de corral y otros animales de granjas, incluso para el hombre (Ortiz, 1992).

Cuando las micotoxinas están presentes en los alimentos y éstos son consumidos por el hombre o los animales, les producen intoxicaciones que se han denominado micotoxicosis. Las micotoxicosis se caracterizan por presentarse como enfermedades que no son contagiosas, pero que tampoco responden a ningún tratamiento clínico.

Así como existe una gran diversidad de hongos que pueden dañar y causar deterioro a los alimentos, también existen muchos de ellos, capaces de sintetizar diversas micotoxinas, sin embargo entre todas éstas destacan las aflatoxinas, quizá por ser las que representan

actualmente un problema de salud pública por ser consideradas uno de los agentes cancerígenos conocidos, los de acción más potente (Ortiz, 1992).

1.13 Generalidades de insectos

En México, se merma hasta 25 % de la producción total de maíz, trigo y frijol que desde su cultivo hasta su recolección sufren daños causados por roedores, pájaros, insectos, hongos y microorganismos. Las pérdidas económicas causadas por insectos que infestan granos almacenados se deben solamente a la cantidad del grano que consumen. A esto debe añadirse el deterioro que producen al grano, lo contaminan con excremento, exuvias y cuerpos muertos lo que lo hace inadecuado para el consumo humano y animal, disminuyendo la calidad nutricional y sanitaria de los granos (Juárez, 1998).

1.13.1 Características de insectos en granos almacenados

González (1995), menciona que las principales características de los insectos de los granos almacenados son:

- Periodo corto de desarrollo.
- Alta tasa de reproducción.
- Largo periodo de vida.
- Tamaño pequeño, lo que les facilita moverse fácilmente en el grano almacenado.
- Eficiencia en la conservación de energía, de los nutrientes y del agua.
- El estadio que produce el daño es la larva, aunque hay algunos adultos que se alimentan del grano.

1.13.2 Clasificación de insectos plaga en grano almacenado

González (1995), menciona que de acuerdo al daño que ocasionan los insectos que atacan al grano almacenado se agrupan en dos clases: primarios y secundarios.

Insectos primarios

Son aquellos que atacan al grano entero, se alimentan del endospermo y completan su metamorfosis en el interior del grano, los que corresponden a este grupo se presentan en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Insectos Primarios que atacan a los cereales.

NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO
Picudo del arroz	<i>Sitophilus oryzae</i> L.
Picudo del maíz	<i>Sitophilus zeamais</i> Motschulsky
Picudo del granero	<i>Sitophilus granarius</i> L.
Barrenador grande de los granos	<i>Prostephanus truncatus</i> H.
Barrenillo de los granos	<i>Rhyzopertha dominica</i> F.
Palomilla dorada de los granos	<i>Sitotroga cerealella</i> Olivier

Fuente: Triste (2003).

Insectos secundarios

Se alimentan principalmente de las impurezas (grano quebrado), del germen, del grano fuera de condición, y del grano dañado por los insectos primarios, no completan su metamorfosis en el interior del grano. Causan ligero daño en el endospermo, que más bien es de contaminación y pueden ocasionar grandes pérdidas en los granos cuando sus infestaciones producen puntos calientes y desarrollo de hongos. Las especies más comunes se presentan en el Cuadro 9.

Cuadro 9. Insectos secundarios que atacan a los cereales.

NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO
Gorgojos de las harinas	<i>Tribolium confusum</i> J. du y <i>T. castaneum</i> Herbst
Cadela	<i>Tenebroides mauritanicus</i> L
Gorgojo aserrado	<i>Oryzaephilus surinamensis</i> L.
Gorgojo de cigarro	<i>Lasioderma serricorne</i> L.
Palomilla India de la harina	<i>Plodia interpunctella</i> Hübner
Palomilla mediterránea de la harina	<i>Ephestia kuhniela</i> Zeller y <i>Ephestia cautella</i> Hübner

Fuente: Triste (2003).

1.13.3 Causas de infestación de las plagas en almacén

Existen diferentes factores que propician la presencia de una infestación por lo que es importante tomarlos en cuenta. Las condiciones físicas de almacenamiento influyen sobre las características de la semilla, incluyendo en ésta la viabilidad. Entre estas condiciones tenemos al contenido de humedad de la semilla, su temperatura, el tiempo de almacenamiento y la composición de la atmósfera que las rodea (Triste, 2003).

La humedad relativa y la temperatura elevada aceleran los procesos vitales de la semilla y reducen el periodo de viabilidad, estas condiciones aceleran el desarrollo de los insectos plaga. Ramírez (1984), menciona que a 25 °C de temperatura y a 75% de humedad relativa en el medio ambiente, el grano alcanza con facilidad un equilibrio dinámico de casi 15% de contenido de humedad (Triste, 2003).

Esta condición lo predispone al ataque de insectos y hongos, y a calentamientos peligrosos debido a la exacerbación del metabolismo del grano. Es muy importante que el maíz se coseche con 25 a 30% de humedad del grano y que sea sometido posteriormente a un secado natural o con aire calentado (Triste, 2003).

Algunas veces, el principal origen del daño es el ataque en el campo, precisamente cuando las semillas están alcanzando su madurez fisiológica, antes de la cosecha, en particular en aquellas áreas ecológicas en las cuales los factores climáticos son favorables al desarrollo de los insectos que atacan a los granos. Otras veces, los insectos que atacan a los granos almacenados son capaces de volar grandes distancias desde los centros de infestación, hasta otros lugares donde se encuentran granos almacenados o productos de ellos. Otro origen de infestación es en las bodegas, cuando se efectúan medidas de desparasitación en locales donde continuamente se almacenan granos, porque los insectos que se encuentran en los desperdicios inician el ataque en los nuevos volúmenes de grano fresco depositados (Paez, 1987).

1.13.4. Gorgojos

Los cereales son atacados por diversas especies de insectos, entre los que destacan los gorgojos y las palomillas. Los primeros son *Curculiónidos* del género *Sitophilus* (García, 1989).

Sus daños son análogos, atacan únicamente los cereales: la larva se aloja en el interior del grano que devora como también al embrión, por cuya razón no debe emplearse para la siembra semilla agorgojada (García, 1989).

La presencia de glumas del grano constituye una protección contra las infestaciones de campo por los gorgojos. También la dureza del grano tiene importancia en la reducción de las infestaciones. El pericarpio actúa como barrera física que se opone a la oviposición, carece de estimulantes de la alimentación o mantiene aislados del endospermo los estimulantes de la alimentación. El bajo contenido de azúcar y el alto contenido de amilosa del grano, afectan de modo adverso la nutrición y otros componentes del mismo influyen en la infestación por gorgojos (Maxwell y Jennings, 1984).

1.14 Picudo de maíz *Sitophilus zeamais* M

Sitophilus zeamais Mostch. (Figura 12) conocido comúnmente como gorgojo del maíz, es una de las más importantes plagas de distribución nacional; el cual ataca a los granos de maíz tanto en el campo como durante el almacenamiento (Pérez *et al.*, 2007). Es una plaga muy destructiva tanto en estado larval como adulto, pues reduce el grano a cáscara y polvo. Es capaz de producir infestaciones masivas que pueden empezar en el campo y propagarse rápidamente, sobre todo si las condiciones de almacenamiento son inadecuadas. Su alimento favorito es el maíz, aunque puede infestar otros granos como arroz, trigo y sorgo (Juárez, 1998).

La magnitud de las pérdidas que causan las plagas de granos almacenados son muy variadas y dependen de la región, de sus características climáticas, y del tipo de almacenamiento (Páez, 1987).



Fuente: CIMMYT (2007).

Figura 12. *Sitophilus zeamais* Mostch (gorgojo del maíz.)

1.14.1. Origen de la especie *S. zeamais*

Esta plaga es nativa de la India donde se distribuyó a todo el mundo por medio de embarques de grano; que se encuentra ampliamente distribuida en todo Japón; se estableció establecieron la existencia de *Sitophilus zeamais* en Yugoslavia desde 1968 y añaden que han encontrado a este coleóptero en arroz, maíz y trigo importado de los Estados Unidos, Brasil, Argentina, Camboya, Pakistán, Turquía, Siria, Grecia y España (Díaz, 1985).

1.14.2 Distribución

Sitophilus zeamais y *S. oryzae* están generalmente distribuidos tanto en climas tropicales como templados. En los trópicos mexicanos *S. zeamais* se reproduce rápidamente durante todo el año; aunque en la altiplanicie el clima es más fresco su reproducción es constante; los investigadores han detectado la plaga desde Baja California Norte hasta Chiapas pasando por la Península de Yucatán, se concluye por lo tanto que está distribuido en todo México (Díaz, 1985).

1.14.3 Biología, ecología y comportamiento

Los factores más importantes en la rapidez de la multiplicación de las plagas son la temperatura y la humedad. Después de algunos días de la copula, las hembras perforan el grano con su rostrum, depositan un huevecillo en cada agujero, y lo tapan con una “pasta” elaborada con harina y secreciones del insecto. Después de dos semanas de la oviposición, emerge la larva y se alimenta del interior del grano, completando su desarrollo de tres a cuatro semanas; después hace una celda pupal dentro del grano y se transforma en pupa, pasa de uno a dos días como pre-pupa. En estado pupal tarda de tres a seis días, dependiendo de las condiciones ambientales, pudiendo tardar hasta 20 días si estas son

adversas. Esta especie tarda de cuatro a siete semanas para pasar de los estadios de huevo, larva y pupa. El adulto vive de siete a ocho meses, hasta un año. Estos insectos se desarrollan a temperaturas entre 17 y 34°C con un humedad relativa por encima de 60% (Jasso, 1998).

1.14.4 Clasificación Taxonómica

La clasificación de *Sitophilus zeamais* se presenta en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Clasificación Taxonómica.

Filo	Arthropoda
Subfilo	Mandibulata
Clase	Insecta
Subclase	Pterygota
Orden	Coleoptera
Suborden	Polyphaga
Superfamilia	Curculionoidea
Familia	Curculionidae
Subfamilia	Calendrinae
Género	<i>Sitophilus</i>
Especie	<i>Sitophilus zeamais</i>

Fuente: Díaz (1985).

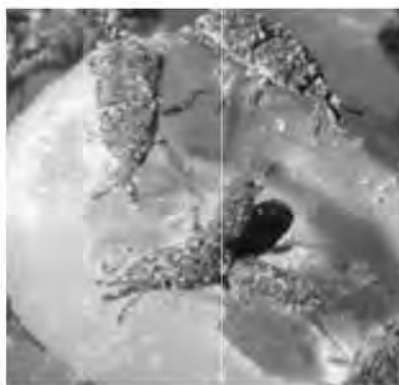
1.14.5 Descripción y Morfología

Existe confusión sobre la identificación de los gorgojos del maíz *Sitophilus zeamais* Motschulsky y la del arroz *Sitophilus oryzae* (Díaz, 1985).

En los Estados Unidos *S. zeamais* es llamado gorgojo del maíz y *S. oryzae* el gorgojo del arroz. El *S. zeamais* fue conocido primeramente con el nombre de *Calandra oryzae*. Kuschel estableció que pertenecen a diferentes especies y dio la siguiente descripción para *S. zeamais* al cual llamó también picudo de 4 manchas; su apariencia es muy similar al gorgojo de los graneros *Sitophilus granarius* (Díaz, 1985).

El adulto es un gorgojo cuya longitud varía entre 2.1 a 4.1 mm, de color café oscuro, casi negro, de cuerpo cilíndrico y con la cabeza prolongada en un pico o proboscis que soporta un par de mandíbulas resistentes (Díaz, 1985). El tórax está denso y uniformemente cubierto por hoyuelos redondos (González, 1995).

Las antenas son acodadas y en forma de mazo. Posee alas funcionales con vuelo activo y causa infestaciones en el campo a los granos aún antes de ser éstos cosechados (Figura 13). El abdomen está formado por ocho segmentos, incluyendo los genitales que son poco desarrollados (Díaz, 1985).



Fuente: CIMMYT (2007).

Figura 13. Ataque típico de *Sitophilus zeamais* a granos de maíz

Los huevecillos son blancos y ovoides; ensanchándose de la parte media hacia abajo, con el fondo redondo, miden 0.7mm de largo por 0.3mm de ancho, son elásticos y pueden tomar la forma del lugar donde son depositados, frecuentemente el endospermo (Paez, 1987).

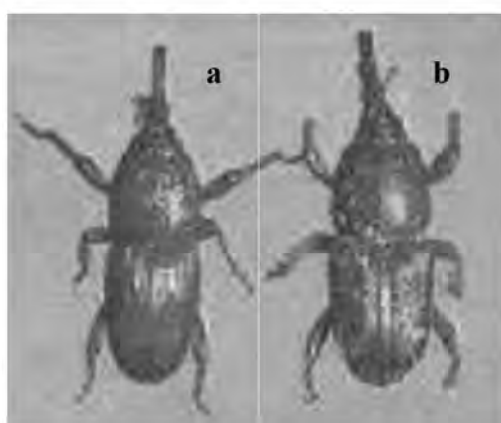
El número diario de huevecillos depositados por hembra fluctúa entre 8 y 25. Dependiendo de la temperatura, una hembra puede ovipositar entre 300 y 400 huevecillos en toda su vida, mismos que generalmente eclosionan entre 3 y 5 días después de ser ovipositados (Díaz, 1985).

Las larvas son pequeñas, ápodas y de color blanco perlado y de apariencia carnosa, con cabeza pequeña de color café claro, más larga que ancha y de forma cuneiforme; ventralmente es casi recta y dorsalmente muy convexa. La larva pasa por cuatro estadios

larvales (Paez, 1987), que se alcanzan entre 19 y 34 días dependiendo de las condiciones del ambiente. El primer estadio mide aproximadamente de 0.33 a 0.39 mm de longitud, y tiene una duración de 3 a 5 días. El segundo estadio mide de 0.46 a 0.64 mm, y dura de 3 a 8 días. El tercer estadio mide de 0.76 a 1.06 mm, y dura de 3 a 6 días. El cuarto estadio mide de 1.30 a 1.66 mm, y presenta una duración que fluctúa de 4 a 7 días (Díaz, 1985).

La pupa recién formada es de color blanco pálido con algo de semejanza con el adulto, de cabeza redonda, proboscis larga, delgada y dirigida hacia la parte inferior, con las patas dobladas hacia el cuerpo y con las alas cubriendo a estas; tienen nueve segmentos abdominales, cada uno de los cuales presentan dos espinas prominentes (Paez, 1987). Este estado dura entre 3 y 6 días (Díaz, 1985).

La diferencia del sexo de *S. zeamais* se basa en las características del pico (Figura 14). El macho presenta una prominente carina media en el dorso del pico, se origina en la parte antero-frontal entre los ojos compuestos y se extiende casi hasta el ápice del pico, provocando que este tenga una apariencia corta y gruesa y con numerosas puntuaciones prominentes que están dispersas aleatoriamente a todo lo largo. El pico de la hembra carece de caprina, es delgado y liso; las puntuaciones son menos numerosas, superficiales y se encuentran en pequeñas hendiduras. En general, el pico de la hembra no es rugoso como el del macho (López, 1991).



Fuente: Triste (2003).

Figura 14. Diferencia de sexo de *S. zeamais*: a) hembra, b) macho

El adulto es de vida larga (varios meses a un año) y pone huevecillos durante toda su vida, aunque su capacidad reproductora es mayor durante las dos primeras semanas de edad (López, 1991).

1.14.6 Daños

Sitophilus zeamais es una de las especies que más contribuye al daño de las cosechas almacenadas, pues provoca cuantiosas pérdidas, sobre todo, en regiones de clima caliente y húmedo, es causa del ahuecamiento de los granos (figura 15), puede reducir éstos a polvo y cáscara. Los adultos y los estados larvarios cusan la destrucción del grano con fines alimenticios y de oviposición, además de contaminarlo con sus excrementos, mudas y exuvias. También se ocasiona deterioro en el grano por el metabolismo de los insectos que lo infestan, ya que aumentan la temperatura y el contenido de humedad, favoreciendo el rápido crecimiento de los hongos, que a su vez constituye un alimento rico en nutrientes para los insectos, lo que contribuye a una mejor reproducción de estos. Todo esto demerita la calidad alimenticia, el valor económico y el poder germinativo de los granos y semillas pudiendo ocasionar adicionalmente enfermedades (Jasso, 1998).

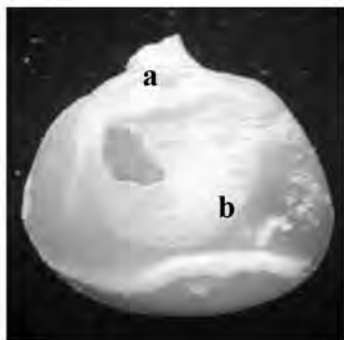


Figura 15. Grano de maíz atacado por gorgojo;

a) perforación por adulto

b) surcos en el endospermo formados por la larva.

Fuente: CIMMYT (2007).

Las pérdidas reales se enmascaran por dos prácticas que se realizan comúnmente; la mezcla de grano dañado con grano sano, y la utilización del grano dañado para alimentar los animales domésticos (Jasso, 1998).

1.15 Métodos de control

Existen diferentes opciones para proteger granos almacenados del ataque de insectos. Se han descrito una gran cantidad de métodos tales como medidas preventivas, métodos usados tradicionalmente poco costosos, hasta métodos que para su establecimiento requieren inversiones costosas (Juárez, 1998).

Entre los más comunes están:

1.15.1 Control cultural

El ser humano ha tenido que luchar por su subsistencia alimenticia contra los insectos que se alimentan de las plantas o de sus productos, algunas de éstas prácticas son la rotación de cultivos que ayuda a conservar la fertilidad de los suelos y disminuye las pérdidas causadas por insectos y enfermedades; también se acostumbra a separar los restos de cosechas anteriores ya que pudieran estar contaminadas con algunos insectos y ocasionar la infestación del grano nuevo (Juárez, 1998).

1.15.2 Control físico

Existen diferentes métodos físicos que pueden ser utilizados, entre los más comunes se encuentran: secado de granos, temperatura y radiaciones (Triste, 2003).

Secado de granos: es un proceso de gran importancia en la cadena de producción de alimentos, ya que el contenido de humedad es, sin duda, la característica más importante para determinar si el grano corre riesgo de deteriorarse durante el almacenamiento. Es un método universal de acondicionar los granos por medio de la eliminación del agua hasta un nivel que permita su equilibrio con el medio ambiente, de tal forma que preserve su aspecto, sus características de alimentos, su calidad nutritiva y la viabilidad de la semilla (Triste, 2003).

Temperatura: es el factor de mayor importancia para el desarrollo y reproducción de hongos e insectos (su temperatura óptima es de 36 y 28°C), por lo que usar temperaturas extremas para modificar el medio, puede ser adecuado para combatir plagas. Su principal desventaja es el alto costo del equipo y operación (González, 1995).

Radiaciones: se han hecho experimentos para controlar plagas de productos almacenados mediante el empleo de radiaciones Gamma del Cobalto-60. Dependiendo de la dosis de aplicación, las radiaciones pueden ocasionar pérdida del apetito, parálisis, trastornos de la fertilidad y fecundidad, cambios de desarrollo e incluso la muerte de los insectos que son expuestos a ella. Se cree que las radiaciones son efectivas para la destrucción de los

huevoillos e insectos adultos sin ocasionar daño al grano y sin dejar residuos tóxicos (Juárez, 1998).

1.15.3 Control químico

Las plagas de insectos tienen una gran adaptabilidad y se han acomodado a muchas condiciones y situaciones ecológicas del mundo; no sólo se adaptaron para sobrevivir en épocas pasadas, sino que siguen haciéndolo a pesar de los cambios hechos por el hombre, o de los cambios ecológicos naturales (Nacional Academy of sciences, 1982).

Insecticidas: Los insecticidas son generalmente muy efectivos para el control de insectos, y en algunos casos, constituyen el único medio de reducir las poblaciones de insectos o mantenerlas en nivel aceptable. Los insecticidas aprobados por el gobierno de Estados Unidos para usarse en el grano almacenado, están limitados debido a su posible efecto tóxico en los vertebrados (González, 1995).

Fumigantes: Son sustancias químicas gaseosas que actúan como moléculas individuales. Pueden existir en forma gaseosa a temperatura y presión ambientales, o se generan a partir de un sólido o líquido. Los fumigantes entran en el insecto principalmente a través de los espiráculos del sistema respiratorio que se encuentran en la superficie lateral de larvas, pupas y adultos, y son controlados por el sistema muscular (González, 1995).

Ciertos residuos de fumigantes pueden permanecer durante años en el medio ambiente; debido a ello se necesitan más datos acerca de la concentración en cadenas de alimentación, así como de las formas prácticas para eliminar efectos nocivos de los residuos de fumigante que permanecen en el medio ambiente aun después de haberse logrado su propósito. La preocupación por lograr lo anterior se justifica debido a la naturaleza dañina de algunos residuos de fumigante en el medio ambiente, en plantas, animales y en el hombre (Nacional Academy of sciences, 1982).

Reguladores de crecimiento: Son una serie de compuestos que interfieren con el sistema fisiológico de los insectos (González, 1995).

Atmósferas controladas: El desarrollo de atmósferas controladas para el combate de insectos, que pueden dividirse en atmósferas con una alta concentración de N₂ ó CO₂, cuyo uso depende del grano almacenado a tratar, requieren de un medio para alterar la composición del aire dentro del almacén y mantenerlo por un periodo específico de tiempo (González, 1995).

Feromonas: Son sustancias químicas producidas por los insectos adultos con propósitos de comunicación. Las trampas con feromonas son muy útiles para detectar niveles bajos de infestación de insectos en el almacenamiento del grano, en almacenes de producto terminado y en las plantas procesadoras de alimentos, además de que permiten monitorear las especies presentes (González, 1995).

1.15.4 Control por resistencia genética

El uso de germoplasma resistente como método para reducir los daños por plagas es considerado como elemento importante de un combate integrado. Este sistema es factible de aplicarlo contra insectos que dañan granos almacenados, pueden actuar como repelentes o atraerentes. Algunas razas criollas, variedades mejoradas e híbridos del maíz propio para las diferentes regiones agrícolas se pueden utilizar para reducir el ataque de insectos en almacén. Algunos de los factores que pudieran estar involucrados en la resistencia genética de los granos son el grosor del pericarpio o la presencia de algunas sustancias químicas (Juárez, 1998).

1.15.5 Control por aplicación de polvos inertes

El uso de polvos inertes sirve para absorber, solubilizar y diluir el ingrediente activo de plaguicidas comerciales. Estos materiales inertes mezclados con los granos almacenados producen daño mecánico ya que raspan la cutícula del cuerpo de los insectos haciendo que pierdan humedad metabólica, si el grano está seco, los insectos no podrán obtener la humedad suficiente para recuperar la pérdida a través de las raspaduras y morirán. Esto se debe a que los insectos mueren cuando pierden 60% del agua corporal o cerca del 30% de

su peso. Los que no mueren quedan con el polvo adherido al cuerpo, lo que disminuye su habilidad de apareamiento y reduce la oviposición (Silva *et al.*, 2004).

Sus desventajas son que baja su efectividad en condiciones húmedas; son un riesgo respiratorio para los trabajadores, provocan abrasión a las máquinas y equipo de manejo y reducen la densidad del grano (González, 1995).

1.15.6 Control mediante el uso de aceites vegetales

Los aceites vegetales previenen la emergencia de la progenie más que afectar la oviposición o mortalidad del adulto. Díaz (1985), evaluó los aceites de algodón, cártamo, girasol, oliva y soya usando dosis de 3, 6 y 9 mL/kg., para proteger maíz almacenado contra *S. zeamais*; la mejor acción adulticida se obtuvo con los aceites de maíz, soya y algodón. Respecto a la reducción de la emergencia, los aceites de algodón y oliva fueron los más efectivos. La actividad larvicida fue más alta con los aceites de cártamo, algodón y girasol. Además, observó que los aceites vegetales no afectan significativamente el porcentaje de germinación del grano a los 120 días de haber aplicado el aceite (Juárez, 1998).

1.15.7 Control mediante el uso de extractos y polvos vegetales

El uso de polvos vegetales es una técnica recuperada de la agricultura de subsistencia de países de África y América Central (Silva *et al.*, 2003)

Las plantas han coevolucionado con los insectos por muchos años, y para protegerse del ataque de éstos, han desarrollado diversos mecanismos de defensa. La producción de sustancias químicas conocidas como metabolitos secundarios es de las más importantes. Una gran cantidad de especies vegetales, sobre todo de zonas áridas y semiáridas producen y acumulan en sus tejidos estas sustancias, y pueden causar alguno de los siguientes efectos: repelencia a larvas y adultos, inhibición de la alimentación, reducción de la movilidad del intestino de los insectos, bloquea la síntesis de quitina, alteración en el proceso de muda en ninfas y larvas, inhibición en el crecimiento y desarrollo insectil, toxicidad para larvas y adultos, interferencia en la comunicación sexual y en la cópula, inhibición de la oviposición o esterilización de los adultos (Juárez, 1998).

La mayoría de las especies de vegetales que se utilizan en la protección vegetal, muestra un efecto insectistático más que insecticida. Es decir, inhiben el desarrollo normal de los insectos al actuar como repelentes, disuasivos de la alimentación u ovipostura, confusores o disruptores y reguladores del crecimiento. Todas las plantas con efecto insectistático son preventivas más que curativas, pues una vez que el insecto penetra en el grano, cualquier polvo vegetal de probada eficacia protectora carece del efecto (Silva, et al., 2003).

Los insecticidas de origen vegetal presentan variabilidad en cuanto al tipo y concentración de sus compuestos debido a factores como la época del año, ubicación geográfica y estado fenológico. Uno de los grandes problemas en el uso de compuestos de origen vegetal, como plaguicidas, es que no se menciona en forma precisa la época de colecta, si son jóvenes o senescentes, o frutos maduros o verdes, ya que se debe considerar que el contenido de los compuestos activos varia, dependiendo de la zona de producción, edad del material y época del año, por lo tanto puede haber inconsistencia en la efectividad del mismo (Pérez et al., 2007).

1.16 Generalidades de Hongos

Los granos y semillas son altamente durables y a la vez altamente perecederos. Si se cosechan en buena condición y se almacenan en condiciones de humedad en equilibrio pueden conservar la calidad para su industrialización y aún su poder germinativo por años o décadas. Pero también son susceptibles a la invasión y daños por insectos, ácaros, bacterias y hongos, y si se almacenan bajo condiciones que favorecen el desarrollo de cualquiera de estos organismos nocivos, un gran daño puede ocurrir en el término de pocos días a pocas semanas (Cristensen y Kaufmann, 1969).

Los hongos se dividen en tres grupos: 1) hongos de campo (Moreno, 1988) los cuales son más o menos parasíticos y afectan las semillas antes de la cosecha; 2) hongos de almacén, los cuales generalmente son saprófitos o parásitos facultativos que se desarrollan después de la cosecha (Pachón, 1999); 3) hongos que se desarrollan en productos en estado de deterioro avanzado (Moreno, 1988).

El 90 % de los cultivos destinados a la producción de alimentos, pueden sufrir algún tipo de enfermedad y sus agentes en gran mayoría pueden ser transmitidos por la semilla (Pachón, 1999).

Los hongos de campo invaden las semillas cuando éstas poseen humedad aún alta (por encima de 20 %). Cuando la humedad baja a niveles apropiados para almacenamiento, los hongos de campo desaparecen y los hongos de almacenamiento empiezan a invadir las semillas (Pachón, 1999).

Richardson (1979), registra como los principales hongos de almacenamiento en semillas de maíz a *Aspergillus* y *Penicillium* / Christensen y Kaufmann (1969) y Sauer (1992), citan a la especie *Aspergillus glaucus* como el más común en granos almacenados; ambos autores también indican que *Fusarium* es uno de los hongos de campo más comunes en semillas de cereales recién cosechadas. Muchos hongos producen sustancias tóxicas (Micotoxinas) que causan daño tanto de humanos y animales que las consumen. Los hongos toxicológicos más importantes son *Aspergillus*, *Penicillium* y *Fusarium* tienen amplia distribución geográfica y pueden desarrollarse sobre una amplia gama de granos almacenados. Se conocen más de 200 especies de hongos capaces de producir más de 100 Micotoxinas diferentes, de éstas, las Aflatoxinas, producidas por *Aspergillus flavus* y *A. parasiticus* son de las más peligrosas (Pachón, 1999).

La presencia de estas especies y sus toxinas en los granos representa un problema de primer orden para la industria del maíz en el mundo por las enormes implicaciones que tienen tanto en la calidad del grano como en la salud pública y animal. El control de hongos productores de toxinas es de gran importancia para la industria del maíz (Mazzani *et al.*, 2000).

De acuerdo al contenido de humedad y temperatura de almacenamiento se presentan unos géneros de hongos u otros, ya que cada uno necesita una humedad y temperatura distinta para su desarrollo (Pachón, 1999).

1.16.1 Morfología y Reproducción

Los hongos son organismos a los que se les ha reconocido como un grupo independiente del Reino Vegetal, para lo cual se ha constituido el Reino Fungi. Estos organismos son eucariotes, tienen núcleos bien definidos por membranas y contienen un determinado número de cromosomas (Moreno, 1988).

Todos los hongos son heterótrofos y requieren materiales orgánicos preformados que utilizan como fuente de energía y para la síntesis celular (Pascual, 1992).

La mayoría de los hongos están constituidos por estructuras tubulares llamadas hifas, las cuales en algunas especies se mantienen simples, formando lo que se conoce como micelio, y en otras se agregan para formar estructuras con cierto grado de complejidad, como lo son las llamadas setas u hongos superiores. La reproducción de los hongos se lleva a cabo principalmente por medio de propágulos de origen asexual y sexual, a los cuales, en términos generales, se les conoce con el nombre de esporas. Sin embargo, hay algunos hongos que no producen esporas, por lo que su reproducción se realiza a través de estructuras vegetativas, como lo son el propio micelio o estructuras derivadas del mismo (Moreno, 1988).

1.16.2 Identificación

Las técnicas para la identificación de hongos se encaminan, casi exclusivamente, al estudio de la morfología, tanto macroscópica como microscópica. Para ello, se realiza una resiembra sobre un medio de identificación adecuado y, después de su incubación en estufa de cultivo, se procede a la observación macro y microscópica de diversos parámetros: grado de crecimiento y aspecto de las colonias (forma, textura superficial, color), características de las hifas, formación y tipo de exudado, emisión de pigmento, olor, órganos de fructificación maduros (grado de desarrollo, características, tipos, tamaño, disposición), esporas (tipo, forma, tamaño, color, tabicación, marcas superficiales, disposición), etc (Pascual, 1992).

Para el examen microscópico, se suele utilizar como líquido de montaje agua con Tween 80 al 0,01 por 100, aunque en ciertos casos se emplean otros líquidos (lactofenol, sobre todo) y

la tinción de diversas estructuras para su observación. A veces se emplea la técnica del microcultivo sobre portaobjetos para visualizar estructuras delicadas, sin manipulación que las pudiera alterar. Estos microcultivos se preparan extendiendo una capa fina del medio de agar adecuado, asépticamente, sobre un portaobjetos estéril, e inoculándolo en su punto central, cuando se ha solidificado, con una suspensión de esporas del hongo en estudio (Pascual, 1992).

1.17 Hongos que atacan al grano de maíz

Todos los cereales en el campo están expuestos a una gran variedad de microorganismos procedentes del polvo, agua, plantas enfermas, insectos, suelo, fertilizantes y deyecciones de los animales (Silliker, 1985).

Los hongos que colonizan los granos del maíz, los cuales, bajo ciertas condiciones, pueden producir crecimientos mohosos visibles causándoles un grave deterioro. El daño físico no lo es todo, ya que estos hongos son capaces de producir micotoxinas afectando a los humanos o animales que consuman los alimentos contaminados.

Hongos como *Aspergillus*, *Fusarium*, *Penicillium*, y otros pueden producir toxinas como resultado de su metabolismo secundario, las que luego son excretadas al exterior contaminando los diversos substratos que colonizan. La contaminación con sus micotoxinas puede ocurrir en cualquier punto en la cadena de producción, almacenamiento o industrialización. En campo la contaminación se puede dar a medida que los granos se van formando, o cuando éstos posteriormente son almacenados o industrializados.

El maíz destaca por su gran utilización como alimento de consumo humano. Sus granos son altamente susceptibles a ser contaminados por micotoxinas cuando son colonizados principalmente por hongos de los géneros *Aspergillus* y *Fusarium* (Bucio, et al., 2003).

1.17.1 Hongos de Campo

Estos hongos invaden los granos o semillas antes de la cosecha, mientras las plantas están creciendo en el campo o después de que el grano es segado y amontonado pero antes de que sea trillado. Existen algunas excepciones, como el maíz en mazorca almacenado en graneros expuestos al medio ambiente y que puede ser invadido en tales condiciones por hongos de campo, o los hongos de campo que ya estaban presentes pueden continuar su desarrollo. Los hongos de campo que predominan varían de acuerdo con la cosecha, la región o localización geográfica y el clima; la mayoría de los hongos de campo que invaden los granos son especies de *Alternaria*, *Cladosporium*, *Helminthosporium* y *Fusarium*.

El hongo *Alternaria* es común en muchos granos y semillas, especialmente de cereales. La proporción relativa de granos que presentan *Alternaria* indica de la condición de almacenamiento de ese lote de granos, información que es de valor para juzgar el almacenaje de las semillas.

Cladosporium es común en semillas de cereales que han estado expuestas a climas húmedos durante la cosecha, especialmente los granos que conservan las cubiertas. Este puede causar un obscurecimiento en las cubiertas pero no se ha sabido que afecte su almacenaje.

Helminthosporium es común en muchos lotes de semillas de cereales, especialmente si el clima ha estado húmedo un poco antes de la cosecha. Este puede causar ennegrecimiento de la semilla, la muerte de ésta al germinar o bien de la plantúla, o pudrición de la raíz y tizones de la planta madura, pero no causa pérdidas en el almacén.

Fusarium es común en semillas de cereales recién cosechadas. Algunas cepas o especies de este hongo causan la roña en maíz. Esos granos invadidos pueden ser tóxicos para animales incluyendo al hombre. Puede causar la muerte y ennegrecimiento de los embriones de los granos almacenados. Este hongo muere relativamente rápido en grano almacenado en contenidos de humedad del 12 a 13 % y con temperaturas arriba de 21 °C, y después de que ha muerto, no existe forma de determinar que estuvo presente.

Todos los hongos de campo requieren un alto contenido de humedad en equilibrio con humedad relativa arriba del 90 % o más. Los hongos de campo pueden sobrevivir por años en grano seco, pero mueren rápidamente en granos con contenidos de humedad en equilibrio con humedades relativas superiores al 70 %. Esto significa tener un contenido de humedad ligeramente superior al 14 %.

Los hongos de campo pueden afectar la apariencia y calidad de las semillas y granos para casi todos los propósitos que son utilizados. Generalmente el daño causado por los de campo es realizado antes de la cosecha y puede detectarse con una inspección de rutina y no continúa incrementándose en el almacén. El período de su sobrevivencia depende principalmente del contenido de humedad y temperatura de las semillas almacenadas (Cristensen y Kaufmann, 1969).

1.17.2 Hongos de Almacén

El mantenimiento de la calidad del maíz durante su almacenamiento siempre ha presentado serios problemas, en parte debido a la enorme cantidad que se almacena y a la diversidad de usos, a los cuales se destina este grano, pero en parte también debido a los diferentes contenidos de humedad permitidos en las diferentes clases de maíz.

Los hongos de almacén comprenden cerca de una docena de especies de *Aspergillus*, algunas especies de *Penicillium*, una sola especie de *Sporendonema* y posiblemente algunas especies de levaduras (Cristensen y Kaufmann, 1969).

Aspergillus ssp. y *Penicillium* spp., son dos de los géneros de hongos toxígenos más importantes, entre ellos se encuentran *Aspergillus flavus* Link, y *A. parasiticus* Speare, productores de las aflatoxinas, sustancias cancerígenas muy potentes, muy nocivas contaminantes de los granos y materias primas, por afectar severamente la salud de los animales, causando diversos daños, como son baja ganancia de peso, desarrollo lento, problemas de reproducción, diarrea, desórdenes respiratorios, hemorragias, reducción en la producción de huevo y leche. Otro efecto de las aflatoxinas, es el incremento de la

susceptibilidad de los animales a las infecciones por bacterias, virus y otros agentes causales de enfermedades (Moreno y Ramírez, 1991).

Todos estos hongos, pueden crecer en granos y semillas cuyos contenidos de humedad están en equilibrio con humedades relativas del 70 a 90 %. Los hongos del almacén no invaden severamente antes de la cosecha (Cristensen y Kaufmann, 1969).

Las principales condiciones que influyen en el desarrollo de los hongos del almacén en los granos almacenados son las siguientes:

- 1) El contenido de humedad de los granos almacenados.
- 2) La temperatura.
- 3) El período de tiempo que el grano es almacenado.
- 4) El grado de invasión por hongos de almacén que presente el grano antes de su arribo a un determinado sitio.
- 5) La cantidad de material extraño presente en el grano.
- 6) Las actividades de insectos y ácaros.

El daño al embrión, hedor, calentamiento, apelmazamiento e ignición de los silos son el efecto de los hongos del almacén y son resultado de un mal almacenamiento (Cristensen y Kaufmann, 1969).

1.17.3 Hongos de deterioro avanzado

Este grupo de hongos puede invadir a los granos y a otros productos que han estado bajo pésimas condiciones de almacenamiento, condiciones que en ocasiones se inician en el campo.

Los hongos de deterioro avanzado, prácticamente destruyen a los granos y productos que invaden debido a su alta capacidad de degradar la materia orgánica y además algunos de ellos tienen la capacidad de producir micotoxinas (Moreno, 1988).

Rhizopus Ehrenberg, es un hongo que se encuentra en el suelo en toda clase de materia orgánica vegetal en descomposición. Para su desarrollo requiere ambientes con humedades relativas de 95-100 %. Se le ha aislado de granos de maíz en avanzado estado de deterioro.

En medios de cultivo crece rápidamente enmascarando el desarrollo de otros hongos de crecimiento más lento (Moreno, 1988).

Aspergillus niger V. Tiegh, no se considera como hongo común de almacén, sino más bien un microorganismo que coloniza productos que se encuentran en avanzado estado de deterioro. Requiere que los productos tengan contenidos de humedad en equilibrio con humedades relativas de 90-95 %. Cuando se le aísla de granos que han estado almacenados con contenidos de humedad de 13 a 18 %, lo más probable es que sean contaminaciones del medio ambiente o que la desinfección superficial de los granos fue inefectiva (Moreno, 1988).

1.18 Control de Hongos

El control del deterioro poscosecha de los granos, ocasionados por hongos, depende de ciertas precauciones y condiciones que deben satisfacerse antes y durante la cosecha y, posteriormente, durante el almacenamiento (Covarrubias *et al.*, 2006).

Actualmente el combate de hongos sólo se logra secando los granos a niveles de humedad desfavorables para su desarrollo; a contenidos de humedad de los granos en equilibrio con humedades relativas menores del 75 %. Otra manera de retardar el crecimiento de los hongos es almacenando los granos a bajas temperaturas; sin embargo, el factor más importante es el contenido de humedad de los granos y de los productos almacenados, el que está en función directa de la humedad relativa del medio ambiente que los rodea, teniendo ambos, la humedad del grano y del ambiente, a equilibrarse (Moreno, 1988).

Tipos de control:

Control Biológico es un método en el cual se reduce la supervivencia o actividad del patógeno gracias a la acción de otros organismos vivos. El resultado es una reducción de la incidencia o gravedad de la enfermedad (Desarrollo y control de enfermedades, 1980).

Control químico es el único medio posible para atacar el problema de las enfermedades, dichos químicos inhiben la germinación, el crecimiento o la reproducción del patógeno. Entre los químicos utilizados el ácido propiónico ha sido el más efectivo, el cual se aplica al grano en forma pura o en mezcla con ácido acético, ácido isoburítico, formaldehído u otras sustancias (Covarrubias *et al.*, 2006).

En México se han probado con éxito fungicidas que protegen la viabilidad de las semillas agrícolas del ataque de los hongos de almacén, pero por su toxicidad no son adecuados para los granos destinados a la alimentación (Moreno, 1988).

1.19 QUITOSÁN

1.19.1 Generalidades

En la década de los setenta la necesidad de dar una respuesta a la creciente concentración de los desperdicios de las industrias pesqueras, estimularon investigaciones en torno a las distintivas propiedades de la quitina y sus derivados y el potencial de estos polímeros naturales.

La quitina se encuentra presente en la cutícula de los crustáceos (Figura 16), exoesqueleto de artrópodos y en las paredes celulares de los hongos (Lauzardo *et al.*, 2005). Es un biopolímero de N-acetilglucosamina y residuos de glucosamina que se encuentra ampliamente distribuida en la naturaleza, y constituye la segunda sustancia más abundante en la misma, luego de la celulosa. Es un polisacárido no tóxico y biodegradable (Caprile, 2005).



Figura 16. Crustáceo

El quitosano se encuentra en ciertos hongos pero se obtiene, por lo general, desacetilando la quitina (Figura 17). Es el único biopolímero natural catiónico (con cargas positivas). Posee excelentes propiedades como ser: antifúngico, antivirósico, biocompatible, biodegradable, antimicrobiano, no tóxico, emulsionante, absorbente de grasas, adsorbente de metales contaminantes, filmogénico, etc, que hacen que sea considerado de gran aplicación en distintos campos de la industria (Caprile, 2005).



Fuente: Peral (2001).
Figura 17. Quitosano

1.19.2 Aplicaciones

Las aplicaciones corrientes y potenciales de estos biopolímeros han sido estimadas en más de doscientas formas. Estas se iniciaron en la década de los 70` incrementándose hasta nuestros días. Las principales aplicaciones fueron en un principio, el tratamiento de aguas y efluentes, procesamiento de alimentos y quelación de iones (Caprile, 2005).

Actualmente el quitosán tiene un gran potencial industrial, destacándose su uso en la cosmetología (Figura 18), también se emplea como preservante en productos alimenticios aprovechando sus características antimicrobianas y también como antioxidante. En biotecnología ha tenido diferentes usos entre los que figura la inmovilización de células y enzimas, en farmacología y medicina, y en la agricultura se ha empleado como modificador de suelos y fungicida, entre otros. Un uso importante en postcosecha ha sido su aplicación en forma de películas recubriendo los frutos, con el objetivo de encontrar una forma de preservarlos y extender su vida útil (Lauzardo *et al.*, 2005).



Fuente: Peniche (2006).

Figura 18. Aplicaciones del Quitosán en diversos campos

Teniendo en cuenta las aplicaciones mencionadas se deduce la vital importancia de la obtención de estos biopolímeros para su explotación industrial (Caprile, 2005).

1.19.3 El Quitosán como Alternativa Antifúngica

Las enfermedades postcosecha han sido controladas mediante el empleo de fungicidas químicos; sin embargo, diferentes alternativas naturales de control han sido desarrolladas recientemente (Lauzardo *et al.*, 2007) a fin de encontrar materiales menos agresivos con el ambiente. Es por eso que en los últimos años se han incrementado los estudios acerca del empleo de productos naturales como sustitutos de herbicidas y plaguicidas, debido a las posibles ventajas ecológicas y económicas que muchos de estos compuestos ofrecen (Pedroso *et al.*, 2005); destacando el quitosán, compuesto natural, biodegradable, derivado de la quitina como una alternativa de control de los microorganismos patógenos (Baños *et al.*, 2005).

En la agricultura moderna se hace cada vez más generalizado el uso de polímeros naturales biodegradables, tanto asociados a composiciones de fertilizantes como a preparados protectores de semillas y plantas, con el fin de lograr incrementar los rendimientos de los cultivos. El quitosán es un polímero natural cuyas propiedades avizoran una mayor efectividad económica y práctica que otros agentes tradicionales, debido a su excelente capacidad de formación de películas, unido a que no produce contaminantes, es biocompatible y no presenta toxicidad (Peniche, 2006). De igual forma se ha empleado como modificador de suelos, fungicida, inductor de resistencia y en el recubrimiento de frutos y semillas para prevenirlos de enfermedades postcosecha. Estas enfermedades han sido controladas durante muchos años mediante el uso de fungicidas químicos, los cuales, debido a su intensa utilización han generado problemas de contaminación en el medio ambiente, resistencia en los microorganismos y complicaciones en la salud de los seres humanos (Lauzardo *et al.*, 2007), pues se estima que muchas de las enfermedades actuales se producen por estas causas.

Por otro lado se ha observado que en el recubrimiento de cereales con quitosán, se ha dado como resultado un incremento en la productividad de los cultivos. Aparentemente provoca una respuesta en la semilla, protegiendo a la planta de infecciones de hongos fitopatógenos que tienen quitina en su pared celular. El efecto antifúngico de la quitosán se ha demostrado en varios experimentos (Peniche, 2006). Es por eso que, el Quitosán figura dentro de las

alternativas naturales más importantes para controlar las pudriciones postcosecha de los productos agrícolas causadas por diferentes hongos fitopatógenos (Lauzardo *et al.*, 2007).

1.19.4 Propiedades del Quitosán que influyen en su efecto fungicida

La actividad fungicida del quitosán se ha asociado desde hace mucho a su carácter catiónico. La interacción de los grupos amino libres, cargados positivamente en medio ácido, con los residuos negativos de las macromoléculas expuestas en la pared de los hongos, cambian la permeabilidad de la membrana plasmática, con la consecuente alteración de sus principales funciones (Lárez, 2008).

También, se ha observado que el efecto del quitosán depende de varios factores: como la alta correlación entre la concentración de quitosán aplicada y la inhibición fúngica; la relación directa entre la actividad fungicida y el peso molecular del quitosán; y más recientemente la determinación de que la salida del material intracelular bacteriano se ve favorecida por grados de acetilación más altos, tanto en bacterias Gram negativas como Gram positivas; por otro lado existen evidencias de que la sensibilidad de los hongos patógenos hacia el quitosano puede cambiar en los diferentes estadios de su desarrollo (Lárez, 2008); y finalmente la forma de su aplicación del quitosán.

Por todo lo anterior, la literatura reporta que la efectividad fungicida del quitosano está estrechamente relacionada con las siguientes características:

- a) La formación del complejo polielectrólito que bloquea físicamente la membrana celular externa del microorganismo, impidiendo el flujo normal de nutrimentos/desechos, provocando su muerte (Lárez, 2008).
- b) Naturaleza policationica del quitosano; la interacción electrostática entre los grupos NH_3^+ del polication y los grupos fosforilos de los fosfolípidos presentes en la membrana celular de bacterias Gram negativas causa daños en ésta, provocando la salida de material intracelular (Lárez, 2008); se cree que esta es la clave de su naturaleza antifúngica ya que en la mayoría de los hongos la pared celular se encuentra cargada negativamente.

-
- c) Longitud de la cadena de este polímero; aumentando la superficie catiónica en contacto con el hongo).
 - d) Concentración utilizada; es decir, que una baja o alta inhibición en el desarrollo del hongo está ligada simultáneamente a la dosis aplicada.
 - e) Efecto inhibitorio en la síntesis de enzimas macerantes producida por los hongos, como la poligalacturonasa, pectin metil esterasa, pectato liasa y celulasa.
 - f) Producción de compuestos fenólicos como el ácido clorogénico, ácido caféico, etc. y ciertas fitoalexinas como la risitina.
 - g) Formación de barreras estructurales (papilas, lignificación, tilosas) que impiden la penetración de los hongos en el hospedero (Bautista *et al.*, 2005).

Todas estas propiedades del quitosán se relacionan con su actividad fungicida y como inductor de mecanismos de resistencia (Bautista *et al.*, 2005).

En algunas ocasiones aunque no siempre, el uso del quitosán puede superar la acción fungicida de compuestos químicos (Bautista *et al.*, 2005).

Por otro lado, se ha buscado encontrar un efecto sinérgico entre la combinación del quitosano y otros tratamientos biológicos o físicos (Bautista *et al.*, 2005).

1.20 BOLDO (*Peumus boldus* Molina)

1.20.1 Generalidades

En 1782 el botánico Molina clasificó el boldo. El término "Peumus" le viene del nombre tradicional chileno. La palabra "boldo", está dedicada al botánico español D. Boldo (Martínez, 1990). En el Cuadro 11 se indica la clasificación taxonómica del *Peumus Boldus* Mol.

Cuadro 11. Clasificación Taxonómica del *P. Boldus*

Nombre Científico	<i>Peumus boldus</i> Mol
Nombre común	Boldo.

Fuente: Valdebenito *et al.* (2003).

Corresponde a un árbol o arbusto, dioico, siempre verde, esclerófilo de follaje denso. Puede alcanzar una altura de 20 metros con diámetros de hasta un metro. Presenta una copa compuesta por abundantes ramas cilíndricas y ramillas con hojas dispuesta en forma opuesta. Sus hojas son simples y coriáceas, con la cara superior brillante áspera al tacto, envés pálido, pubescente y nervadura hundida en la lámina. Sus flores, de 5 a 10 mm de diámetro se caracterizan por crecer en forma de racimo. Al respecto, las flores masculinas presentan numerosos estambres, lo que en las flores femeninas está representado por escamas nectaríferas (Durán, 2005).

El fruto es una drupa ovoide carnosas y jugosa, que madura entre diciembre y enero, de 6 a 8 mm de longitud, color amarillo verdoso que permanece sobre el receptáculo cuando se encuentra maduro. Al igual que en las flores, están reunidos en grupos de 2 a 5 sobre un pedúnculo, por lo que raramente se encuentran solitarias. La forma de la semilla es globosa ovoide, con un diámetro de 6 a 7 mm, con abundante endosperma y cotiledones de gran tamaño (Durán, 2005).

1.20.2 Origen

De origen sudamericano andino (Chile) fue introducido posteriormente en otras regiones de clima cálido. Crece bien adaptado a zonas de escasa humedad y suelos pedregosos, hasta los 1500 metros de altitud, pudiendo incluso adaptarse a las condiciones de sequía que suelen imperar en las provincias centrales de Chile donde crece abundantemente (Martínez, 1990). Como no es exigente en la calidad y humedad del suelo, se le puede ubicar en lugares muy soleados, donde otros árboles no crecen (Valdebenito *et al.*, 2003).

Es cultivado en Marruecos, Italia y Chile. Este último país exporta alrededor de 1 millón de toneladas al año de hojas (Valdebenito *et al.*, 2003).

1.20.3 Composición química

Los principios químicos extraíbles conocidos corresponden a hojas, corteza y madera (cuadro 12). La mayor información se refiere al contenido de alcaloides y aceites esenciales de la biomasa foliar, dada la facilidad de colecta, procesamiento del material y por representar la principal forma de aprovechamiento. Sin embargo, la mayor concentración de alcaloides se localiza en la corteza (8 %) y en valores muy inferiores en la hoja (3 %). En estas últimas el espectro de compuestos es amplio como: taninos, flavonoides, heterósidos, ácidos, hidrocarburos, aceites esenciales y minerales (San Martín *et al.*, 1998).

Cuadro 12. Químicos extraíbles de hoja, corteza y madera de *P. Boldus*

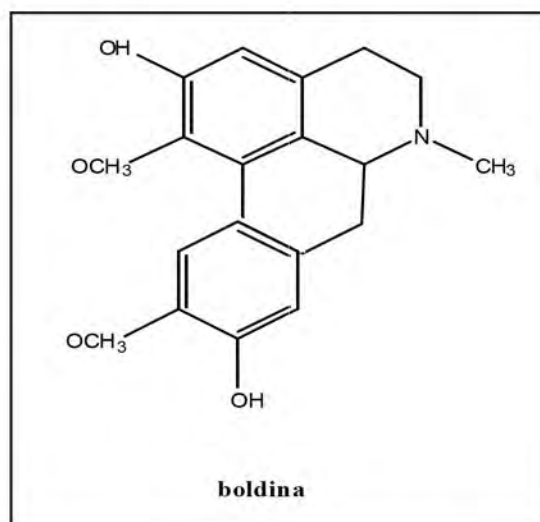
Contenido (%)	Órgano		
	Hojas	Corteza	Madera
Alcaloides	0.38	7.63	1.08
Taninos	1.2	+	
Gomas	+		
Flavonoides	+		
Glucosidos	0.3		
Acido Cítrico	+		
Hidrocarburos	+		
Alcoholes			
Minerales			
P	+		
K	+		
Aceites esenciales	2.6		

Fuente: San Martín *et al.*(1998)

Se han identificado alcaloides en las hojas tales como boldina (Figura 19), isoboldina, N-metil-laurotetanina, sinoacutina, esparteína (lupinidina), isocoridina, nor-isocoridina, isocoridina N-óxido, laurolitsina, laurotetanina, N-metil-laurotetanina, reticulina (cocianolina), paquicarpina, etc. En la corteza se han identificado: boldina, isocoridina,

N- metil-laurotetanina, norisocoridina, morfinandienona, sinoacutina y proaporfina (Boldo, 2011).

El boldo, presenta aceite volátil o esencial en las hojas y está formado principalmente por ascaridol (45 %) y cineol (30 %). En menores concentraciones presenta ésteres (benzoato de bencilo y amilo, acetato de bornilo, isobornilo, terpinilo, linalilo y antranilato de metilo), aldehidos (anísico, benzínico, cinámico, citronel y decanal), cetonas (fencona y carvona) e hidrocarburos y monoterpenos (canfeno, farnesol, alfa y gamma-terpineol, p-cimeno, eugenol, sabineno, fencona, beta-felandreno, limoneno, etc). El contenido de aceite esencial es mayor en verano, mientras que el tenor en ascaridol del boldo es mínimo en el invierno (Boldo, 2011).



Fuente: (Boldo, 2011).

Figura 19. Boldina

1.21 Usos

El uso del boldo esta dado por el aprovechamiento de sus componentes, debido a la presencia de aceites esenciales y alcaloides con propiedades medicinales, dando al alcaloide boldina (2,9 dihidroxi - 1,10 dimetoxiaporfina) una alta importancia económica, dada por sus múltiples cualidades y usos. Al respecto, la boldina presenta propiedades antioxidantes y citoprotectoras, dando a las hojas y los otros componentes propiedades coleréticas, analgésicas y diuréticas (Duran, 2005).

Medicinal: De esta especie se utilizan principalmente las hojas, como infusión contra afecciones al hígado. Las hojas contienen principios activos tales como boldina, boldoglusina, aceite esencial, esparteína, alcaloide del tipo coridina, laurotetanina, tanono, flavonoides, ácido cítrico, goma y azúcar. La decocción aplicada a las sienes, estómago y vientre quita las jaquecas y cefalalgias. Disipa el gas y reconforta los nervios. Se usa contra hidropesías y sífilis. Es antirreumática, estimulante, carmitiva, estomática y balsámica. También se usa contra enfermedades del aparato génico-urinario debido a sus poderes antisépticos y cualidades diuréticas.

Ornamental: Por ser un árbol con hojas de color verde oscuro, contrasta con otras plantas de follaje claro, resultando, por ejemplo, una excelente combinación con mañío de hojas verde claras y de arquitectura completamente diferente. La floración, que se produce en invierno época en que otros árboles con flores son muy escasos, es muy apreciada por su color blancoamarillento que cubre completamente a los árboles. Con los años, la forma de su copa y de sus ramas se tornan sinuosas, otorgándoles mucho valor ornamental.

Alimento: El fruto comestible, es una drupa carnosa y jugosa de gusto agradable, con estructura oval, de 5 a 7 mm de largo y color amarillo verdoso cuando madura.

Melífera: Sus flores dispuestas en racimos cortos, axilares, son de color blanco amarillento. Las flores femeninas poseen estaminodios y escamitas nectaríferas, lo que le potencia su cualidad melífera.

Tintórea su corteza macerada otorga un color cáscara o beige claro (Valdebenito *et al.*, 2003).

1.22 Procesamiento de la hoja de *P. Boldus*

Como parte del bajo nivel de procesamiento a que son sometidas las hojas de Boldo (Figura 20) destaca el secado. Gran parte del secado se hace a temperatura ambiente, en cobertizos, graneros, etc., este procedimiento es el más simple y más empleado a escala artesanal.

Por otra parte, a nivel industrial, se realiza en secadores túneles convencionales (secador continuo). Otra alternativa que ha sido desarrollada en Chile, es el uso de secadores que aprovechen la radiación solar como fuente de calefacción; “secador solar tipo invernadero”. Este tipo de secadores consisten en estructuras de metal o madera, cubiertas de un film de plástico transparente y con un doble techo de un material absorbente (Valdebenito *et al.*, 2003).



Fuente: Duran (2005).

Figura 20. Procesamiento de las hojas de boldo

Aunque en Chile existen experiencias a nivel experimental en la producción de extractos en base a hojas de Boldo no hay antecedentes de exportación de boldina o extracto de Boldo.

Dentro de los métodos más citados para la producción de extractos se cuentan:

- Destilación con vapor. Este método permite un arrastre rápido y regular del extracto, sin recalentamiento, eliminándose las alteraciones de los componentes del producto.
- Extracción por solvente: En este método el aceite esencial es extraído por disolución en un solvente, el cual, luego es separado por destilación a presión reducida (Valdebenito *et al.*, 2003).

1.22.1 Comercialización del *P. Boldus*.

Los principales destinos de las exportaciones de Boldo son Argentina, Brasil, Paraguay, Perú y México; abarcando más del 80 % del monto total exportado, entre un total de 26 países. Argentina es el principal importador o destino de las exportaciones de Boldo, las que son principalmente en forma de hojas y hierbas, seguidos por Brasil y Paraguay.

En relación a productos exportados distintos a las hojas como por ejemplo la corteza, los principales importadores o países de destino de las exportaciones son: Panamá, Paraguay y Uruguay entre otros, cabe destacar la incorporación de Brasil (Valdebenito *et al.*, 2003).

CAPITULO II. OJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

Determinar el efecto insecticida y fungicida de una película de Quitosán y compuestos activos volátiles de polvo vegetal de Boldo en grano de maíz para reducir el deterioro durante el almacenamiento.

2.2 OBJETIVOS PARTICULARES

1.-Evaluar los tratamientos de Quitosán, Boldo y Quitosán + Boldo en concentraciones del 1% mediante un recubrimiento y/o sedimentado en grano de maíz para el establecimiento de su potencial como insecticida para el control de *Sitophilus zeamais* M. así como el daño producido por esta plaga.

2.- Determinar el efecto de polvos de Boldo a una concentración de 1% mediante un sedimentado para el establecimiento de su potencial como insecticida en la etapa de desarrollo de *Sitophilus zemaïs* M. en grano de maíz infestado.

3.-Evaluar los tratamientos de Quitosán, Boldo y Quitosán + Boldo en concentraciones del 1% mediante un recubrimiento y/o sedimentado en grano de maíz para el establecimiento de su potencial como fungicida en grano de maíz almacenado en humedades de 75 y 85%.

4.- Identificar la microbiota presente en los granos de maíz sometidos a los diferentes tratamientos mediante la técnica de tinción azul de algodón-lactofenol para conocer a nivel de especie las colonias presentes.

CAPITULO III. METODOLOGIA

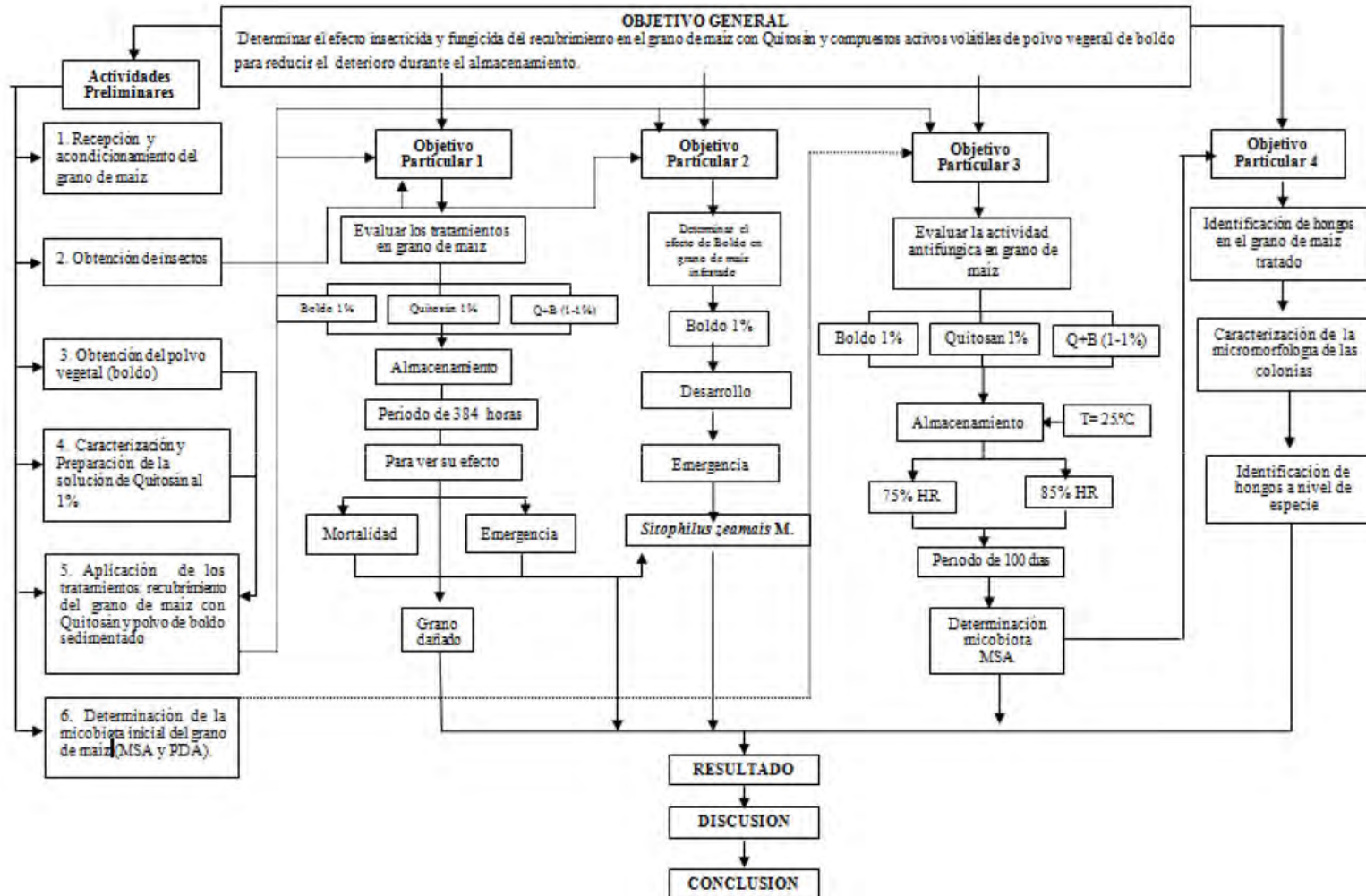


Figura 21. Cuadro Metodológico

3.1. Descripción de actividades preliminares

Ubicación del experimento

El presente estudio se desarrollo en el Centro de Asimilación Tecnológica (CAT) en la Unidad de Investigación en Granos y Semillas (UNIGRAS) así como en el Edificio de Posgrado, Laboratorio de biotecnología de FES-Cuautitlán.

1. *Recepción y acondicionamiento del grano de maíz*

El grano de maíz utilizado para este proyecto fue adquirido del Grupo Contri S.A. de C.V. las características iniciales del maíz se presentan en el Cuadro 13.

Cuadro 13. Características del Grano de Maíz utilizado para la experimentación

Producto	Maíz Blanco Nacional
Procedencia	Sinaloa
Humedad	14 %

El grano de maíz fue sometido a refrigeración (-12 °C) por un periodo de 72 horas para eliminar cualquier infestación de campo.

Se determinó la humedad del grano en un determinador de humedad digital (Figura 22) marca MOTOMKO INS, Modelo 919 ES.,



Figura 22. MOTOMKO INS, Modelo 919 ES. del UNIGRAS, equipo utilizado para la medición de la humedad.

2. Obtención de insectos

Los insectos utilizados en la experimentación se obtuvieron de una colonia permanente de *Sitophilus zeamais* en el laboratorio de Entomología de la Unidad de Investigación de Granos y Semillas.

El procedimiento de cría del insecto fue el siguiente: para iniciar la cría masiva de *Sitophilus zeamais* se obtuvieron 1800 individuos (machos y hembras) de la cría permanente que existe en el insectario antes mencionado. Estos ejemplares se dividieron en 6 frascos de vidrio (provistos con una tapa con malla para permitir la respiración del grano y de los insectos) conteniendo 400 g de maíz dentado a fin de lograr su reproducción, conforme se incrementaba la colonia se aumentaba el número de frascos anotando en cada uno de ellos la fecha de infestación para así tener insectos de una edad conocida para las pruebas a realizar.

Las condiciones de cría fueron: humedad relativa (75 %), temperatura (25 ± 2 °C) y fotoperiodo de 18:6 horas luz-oscuridad.

3. Obtención del polvo vegetal (*Peumus Boldus*)

Las hojas secas de boldo utilizadas fueron obtenidas del mercado de Jamaica las cuales se pulverizaron mecánicamente con un micro molino eléctrico hasta obtener un polvo fino que posteriormente se utilizó en las evaluaciones.

4. Caracterización y Preparación de la solución de quitosan al 1 %

Para determinar el peso molecular del quitosán se utilizó un viscosímetro capilar tipo Ubbelohde, equipado con un baño termostático controlado por un recirculador de agua marca Lauda modelo D-97922, con capacidad de regular la temperatura en $\pm 0,01$ °C. Se prepararon 5 concentraciones de solución de quitosán (0.01-0.05) en 25 mL de buffer se prepararon de Ácido Acético 0.3 M y Acetato de Sodio 0.2 M ajustando a un pH de 4.6.

Una vez establecidas las condiciones de trabajo se procedió a determinar el tiempo de caída de la disolución polimérica y a partir de la ecuación matemática (4.1) de Mark-Houwink.

$$[\eta] = KM^a \quad 4.1$$

Donde K y a son constantes que dependen del solvente y el polímero que para este caso se usan las constantes $K = 76 \text{ dLg}^{-1}$, $a = 0.76$ (Parada et al., 1994).

El grado de Desacetilación se determinó por el método de titulación, la cual es una titulación ácido-base de los grupos NH_3^+ de la muestra del polímero (quitosán) disuelta en un exceso de ácido ($\text{HCl } 0.2M$). Utilizando un potenciómetro se registra el cambio de pH 11 de la muestra evaluada.

Con los valores obtenidos se realizó un gráfico de pH vs. vol. NaOH de donde se obtienen los puntos de equivalencia que se utilizan para el cálculo de volumen gastado con la ecuación 4.2 y 4.3.

$$V_{\text{promedio}} (\text{mL}) = \frac{V_{\text{equivalencia 2}} (\text{mL}) - V_{\text{equivalencia 1}} (\text{mL})}{2} \quad 4.2$$

$$V_{\text{gastado}} (\text{L}) = \frac{V_{\text{promedio}} (\text{mL})}{1000} \quad 4.3$$

Una vez obtenido el valor de V_{gastado} se utilizó para calcular la masa en equivalentes la ecuación 4.4.

$$Meq = \frac{m (\text{g})}{[\text{NaOH}] * V_{\text{gastado}} (\text{L})} \quad 4.4$$

Donde:

M_{eq} = masa (equivalentes)

m = masa de quitosán (g)

$[\text{NaOH}]$ = concentración de hidróxido de sodio (N)

V_{gastado} = volumen final (L)

Finalmente se calcula el grado de desacetilación con la ecuación 4.5

$$\%DA = \frac{203}{Meq + 42} * 100 \quad 4.5$$

Preparación de la solución de Quitosán

Se preparó una solución de Quitosán de 1 L con un peso molecular de 273.378 DA en una concentración del 1 %, la solución se solubilizó con una solución de ácido Acético al 1 % y se homogenizó para posteriormente ajustar a un pH 5 con un potenciómetro digital.

5. Aplicación de los diferentes tratamientos al grano de maíz

Para llevar a cabo la experimentación se utilizó maíz blanco nacional, procedente de Sinaloa para el tratamiento de quitosan y quitosán + boldo, mismo que fue cubierto por inmersión con la solución de quitosan al 1 %, posteriormente se seco a temperatura ambiente. Se colocaron 50 g de maíz tratado en frascos de vidrio de 100 mL para cada uno de los tratamientos con 5 repeticiones.

El boldo previamente pulverizado se dividió en 0.5 g (1 %) (p/p), para cada frasco correspondiente, se depositó en fondo del mismo y posteriormente se colocó una malla para limitar el contacto con el maíz.

6. Determinación de la microbiota inicial del grano de maíz

Fueron utilizados 200 granos de maíz al azar, considerados representativos del total del maíz utilizado en la experimentación.

Para determinar la cantidad de hongos presentes en los granos, se tomaron solo 100 granos que fueron desinfectados superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio 3 % por un minuto, después fueron colocados en cajas de Petri; de estos 100 granos, 50 granos fueron colocados en medio de cultivo de agar malta sal (MSA) y los otros 50 granos en agar de papa dextrosa (PDA).

Los 100 granos restantes fueron sembrados directamente sin desinfectar de la misma forma 50 granos en medio agar malta sal (MSA) y 50 granos en agar de papa dextrosa (PDA) (Figura 23).



Figura 23. Proceso de siembra en cajas de Petri

Para evitar cualquier contaminación durante el proceso y no afectar los resultados, el procedimiento se realizó en una Campana de Flujo Laminar marca VECO (Figura 24); posteriormente fueron colocados en una incubadora (Figura 25) marca PRECISION SCIENTIFIC modelo Low temperatura incubator 815 a temperatura de 28 °C en oscuridad.



Figura 24. Campana de Flujo Laminar marca VECO

Después de un periodo de 7 días se realizó el conteo de las colonias de hongos que se desarrollaron en los granos de maíz. Las colonias fueron aisladas y purificadas para su identificación con la ayuda de claves especializadas.



Figura 25. Incubadora marca PRECISION SCIENTIFIC modelo Low temperature incubator 815

3.2 Objetivo particular 1

Con el propósito de evaluar el efecto de los tratamientos, en la mortalidad y emergencia del *Sitophilus zeamais* se establecieron 4 tratamientos: testigo, boldo 1 % , quitosán 1 % y quitosan + boldo 1 %, los cuales fueron monitoreados en periodos de 6, 12, 24, 48, 96, 192 y 384 horas cada uno con 3 repeticiones, una vez realizados los tratamientos y el monitoreo correspondiente se dividieron en frascos de 100 mL con tapa enmallada y etiquetados con la información necesaria para su identificación como se presenta en la Figura 26.



Figura 26. Secuencia de la evaluación, para mortalidad y emergencia

Cada frasco fue infestado con 20 insectos (Figura 27), ambos sexos de edad conocida (tres semanas de emergidos) que se obtuvieron como se indica en la actividad preliminar 2 y fueron colocados en una cámara de cría con las siguientes condiciones: humedad relativa (75 %), temperatura (25 ± 2 °C) y fotoperiodo de 18:6 horas luz-oscuridad.



Figura 27. Infestación del maíz tratado

Mortalidad

Para la cuantificación de la mortalidad se utilizó un tamiz número 5-4.33 mm marca MONT-INOX donde se vertió el contenido de cada una de las replicas y se tamizó para facilitar el conteo de insectos (Figura 28). El criterio que se consideró para clasificar a los insectos como muertos, fue la incapacidad para caminar que mostraron estos al aplicarles un estímulo con una aguja.



Figura 28. A) tamiz # 5-4.33mm, B) insectos vertidos en el tamiz.

Emergencia

Una vez que se terminó de cuantificar la mortalidad, se retiraron todos los insectos de los frascos para posteriormente ser mantenidos con el maíz tratado en el cuarto de cría a humedad relativa (75 %), temperatura (25 ± 2 °C) y fotoperiodo de 18:6 horas luz-oscuridad.

A los 55 días de realizada la infestación se empezó a evaluar la emergencia de insectos adultos en cada uno de los tratamientos, los insectos recién emergidos fueron contados y retirados para evitar su oviposición y posible traslape con una nueva generación.

Para la separación y conteo de los insectos que logran salir a la superficie del grano se utilizó un tamiz número 5-4.33 mm (Figura 28).

3.3 Objetivo particular 2

Para la determinación del efecto del boldo en el desarrollo de *Sitophilus zeamais*, se colocaron dos frascos con 500 g de maíz cada uno y se infestaron con 400 insectos de ambos sexos con edad de 30 días de emergidos que se obtuvieron de una colonia permanente de *Sitophilus zeamais* (antes mencionada); se mantuvieron durante un período de tres días en una cámara de cría con condiciones ya conocidas, para así asegurar una oviposición alta.

Después de este período de 3 días de oviposición, se retiraron los 400 insectos de cada frasco y se homogenizó el maíz infestado. De este maíz infestado fueron tomados 50 g y se colocaron en un frasco de 100 mL conteniendo en el fondo 0.5 g de polvos de boldo el cual fue separado con una malla de tela de alambre con el propósito de que el maíz infestado no estuviera en contacto con el boldo, otros 50 g de maíz infestado fueron colocados directamente en un frasco sin polvos de boldo (testigo). Cinco repeticiones tanto de maíz con polvos de boldo como de maíz sin boldo (testigo) fueron establecidos como se describe en el Cuadro 14.

Cuadro 14. Diseño experimental para la evaluación del efecto de boldo en el desarrollo *S. zeamais*

TRATAMIENTOS	# DE REPETICIONES	GRAMOS DE MAIZ INFESTADOS
Testigo	5	50
Boldo 1%	5	50

Para contabilizar la emergencia se tamizaron cada uno de los frascos y se separaron los insectos adultos que emergieron hasta obtener la emergencia total por repetición

3.4 Objetivo particular 3

Con la finalidad de evaluar el efecto antifúngico de los tratamientos boldo 1 %, quitosán 1 % y quitosán + boldo 1 %, se almacenaron las muestras de maíz ya tratadas a dos humedades relativas 75 y 85 %, a 25 °C durante un periodo de 100 días realizando muestreos cada 20 días (Figura 29). Por cada tratamiento y periodo de almacenamiento se establecieron tres repeticiones.



Figura 29. Esquema de diseño de distribución de granos
a) 20 días, b) 40 días, c) 60 días, d) 80 días, e)100 días

Para crear las cámaras de humedad se utilizó una solución saturada de Cloruro de Sodio para obtener la humedad de 75 % y otra de Cloruro de Potasio para la humedad de 85 %. Posteriormente se repartieron los frascos por días de almacenamiento en dichas cámaras y se incubaron a 28 °C.

En cada periodo de muestreo se determinó el contenido de humedad (Figura 39) por el método de secado en estufa; de acuerdo a las metodologías ISTA (2010), expresándolo en porcentaje de humedad con base al peso con la ecuación 3.1.

$$\% CH = \{A/B\} \times 100 \quad 3.1$$

Donde:

% CH porcentaje de contenido de humedad

A Pérdida de peso en granos

B Peso original de la muestra



Figura 30. A) Procedimiento de contenido de humedad, B) Estufa.

Para determinación de la microbiota presente en los granos, se tomaron 75 granos de maíz por cada muestra de los tratamientos evaluados, fueron desinfectados superficialmente con una solución de hipoclorito de sodio 3 % por un minuto, y posteriormente se sembraron 15 semillas por caja de Petri en agar MSA hasta completar la totalidad de granos (Figura 31). Lo anterior se realizó como se describe en la actividad 6 de este capítulo.

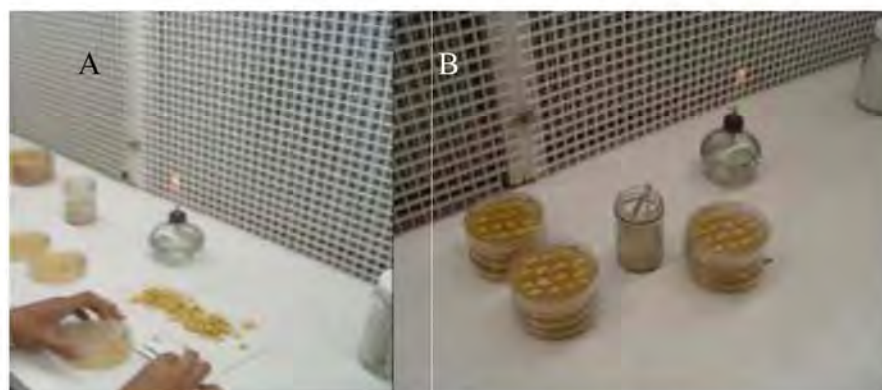


Figura 31. A) Siembra en cajas de Petri, B) Materiales

Todo este procedimiento se realizó de forma aséptica para evitar contaminación y se incubaron las cajas de Petri con los granos durante 7 días a una temperatura de 28 °C. Posteriormente fueron contadas las colonias con ayuda de un microscopio estereoscópico marca Olympus Modelo S2-PT de hongos que se desarrollaron en los granos, identificadas con la ayuda de claves especializadas.

3.5 Objetivo particular 4

Para la identificación de los hongos a nivel de género se utilizaron las claves de Barnett *et al.*, 1998. En el caso de el género *Aspergillus* se utilizó la clave de Klich, 2002.

Se elaboraron preparaciones semipermanentes utilizando la técnica de tinción azul de algodón-lactofenol, la cual consiste en depositar una gota de colorante sobre un portaobjetos y sobre ella colocar un fragmento pequeño de la colonia del hongo a identificar, dilacerándolo perfectamente para hacer una buena observación; se colocó un cubreobjetos sobre la preparación y se procedió a la observación de la misma con la ayuda de un microscopio compuesto marca Olympus B-H2

CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evaluar los tratamientos de Quitosán, Boldo y Quitosán + Boldo en concentraciones del 1% mediante un recubrimiento y/o sedimentado en grano de maíz para el establecimiento de su potencial como insecticida para el control de *Sitophilus zeamais* M. así como el daño producido por esta plaga.

MORTALIDAD

Los datos de mortalidad se analizaron mediante el programa Probit para obtener los valores de TL₅₀ (Tiempo Letal 50) para cada tratamiento.

El tratamiento de Quitosán solo, no mostró un efecto de mortalidad en los adultos de *S. zeamais*, por lo cual no hubo datos para determinar su TL₅₀, como se observa, lo mismo ocurrió en el control como se observa en el Cuadro 15.

Cuadro 15. TL₅₀ (h) de la mortalidad de adultos *S. zeamais* en los diferentes tratamientos

MORTALIDAD		
Tratamiento	TL ₅₀ (h)	95% Límites fiduciales
Testigo	♣	♣
Boldo	14.99	12.06 - 18.67
Quitosán	♣	♣
Q+B	15.65	12.71 - 19.23

♣No analizado estadísticamente debido a que la mortalidad no fue numéricamente considerable.

Para el caso de Boldo solo y Quitosán más Boldo su efecto en la mortalidad presenta una diferencia numérica, sin embargo su efecto en ambos fue favorable, ya que el TL₅₀ del Boldo fue a las 14.99 h mientras que para Quitosán más Boldo fue a las 15.65 horas.

El polvo de Boldo solo y el Quitosán más Boldo, causaron mortalidad del 50 % en adultos *S. zeamais* en tiempos similares (Figura 32), indicando así que el olor del polvo de boldo despierta un compuesto volátil que tiene un efecto tóxico sobre los insectos en estas condiciones de evaluación, ya que ambos tratamientos superaron al Quitosán solo, que al igual que el testigo no marcaron diferencia alguna en los resultados al no haber de mortalidad.

Como se muestra en el Cuadro 16 el grano de maíz cubierto con Quitosán no presenta efecto alguno en las condiciones establecidas para este estudio, encontrando el mismo efecto en lo reportado por Luna, 2004, quien al evaluar diferentes pesos moleculares de Quitosán para la mortalidad de *S. zeamais*, se obtiene un mejor resultado si al Quitosán con peso molecular bajo se adicionan grupos alquilfosfatos y alquilcarbamatos como cita Covarrubias *et al.*, 2006. para causar un efecto en el Quitosán.

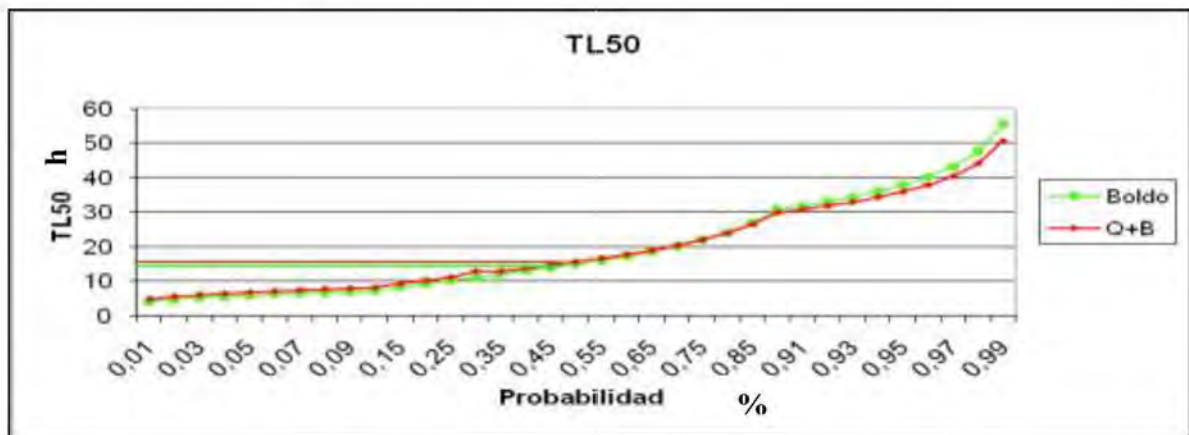


Figura 32. Línea de TL₅₀ para boldo y Quitosán + boldo

En esta investigación a una concentración 1 % de polvos de Boldo se obtuvo una mortalidad del 95% a las 19 h del adulto *S. zeamais*. Es importante mencionar que Silva *et al.*, 2005, reporta una mortalidad del adulto *S. zeamais* de 95 % a una concentración de 1 % en un tiempo de 24 h.

Los resultados de este experimento señalan la importancia que tiene el boldo pulverizado en la mortalidad del insecto sin tener contacto alguno con el grano de maíz a diferencia de estudios realizados por Silva *et al.*, 2005 y Páez, 1987; lo que garantiza la calidad del grano al no contar con residuos presentes del polvo. Estos resultados sugieren que el efecto letal del boldo para los adultos *S. zeamais* es debido a la presencia de alguno de los compuestos volátiles presentes.

EMERGENCIA

La emergencia de los adultos se empezó a evaluar a los 55 días después de la infestación, se retiraron y se registró diariamente el número de insectos emergidos, esto se realizó hasta los 75 días, tiempo en que no hubo emergencia de adultos *S. zeamais*.

En los tratamientos que mostraron una mortalidad total a las 48 horas (Bolto y Quitosán + Bolto), no presentaron emergencia de *S. zeamais*, ya que al provocar su mortalidad tempranamente, se evitó su oviposición y por ende su emergencia.

Caso contrario resultó en el tratamiento de Quitosán, el cual muestra un estímulo en la oviposición del *S. zeamais*, ya que la emergencia fue mayor a partir de las 48 horas para este tratamiento en comparación con el testigo, como se observa en el Cuadro 16.

Cuadro 16. Emergencia (h) de *S. zeamais*

EMERGENCIA Tratamiento	Horas						
	6	12	24	48	96	192	384
Testigo	0 ^a	0 ^a	3 ^a	6.3 ^b	7.3 ^b	11.6 ^b	15.3 ^b
Bolto	0 ^a	0 ^a	0 ^b	0 ^c	0 ^c	0 ^c	0 ^c
Quitosán	0.3 ^a	0.6 ^a	2.6 ^a	12 ^a	23 ^a	27.3 ^a	43.3 ^a
Q+B	0 ^a	0 ^a	0 ^b	0 ^c	0 ^c	0 ^c	0 ^c

*Medias con letras minúsculas diferentes entre columnas, para cada tratamiento y letras minúsculas diferentes entre filas para cada hora difieren entre sí estadísticamente ($p \leq 0.05$).

El análisis estadístico mostró diferencia significativa de la emergencia entre los tratamientos conforme se incrementaba el tiempo de exposición de los insectos. A las 384 h que equivale a 16 días, es donde se registra mayor emergencia en el tratamiento de Quitosán, esto se debe a que entre más sea el tiempo de estancia de los adultos, mayor será la estabilidad y adaptabilidad del insecto, esto permitirá que haya más tiempo para su oviposición y por lo tanto una mayor reproducción generando como resultado una mayor emergencia.

El resultado obtenido en este estudio para el tratamiento de Quitosán, no presenta diferencia en la información vertida Covarrubias *et al.*, 2006.

GRANO DAÑADO

A las perforaciones que sufre el grano al emerger el *S. zeamais* se le considera como grano dañado.

El porcentaje de grano dañado es directamente proporcional al periodo de infestación, es decir, que entre mayor sea el tiempo de permanencia de los insectos, mayor será el daño causado por el insecto y viceversa, el daño disminuirá conforme sea menor el tiempo. Es así como se observa en los resultados, ya que el daño es mayor a las 384 h, esto como consecuencia de una mayor oviposición de *S. zeamais* y por ende una mayor emergencia, provocando así que el grano se vea dañado por las perforaciones que causa el insecto al emerger (Cuadro 17).

Cuadro 17. Grano dañado (%) por *S. zeamais*

GRANO DAÑADO (%)	Horas						
	6	12	24	48	96	192	384
Testigo	0 ^a	0 ^a	2.3 ^a	5.1 ^b	6.5 ^b	9.1 ^b	11.7 ^b
Boldo	0 ^a	0 ^a	0 ^b	0 ^c	0 ^c	0 ^c	0 ^c
Quitosán	0 ^a	0 ^a	2.1 ^a	8.1 ^a	14.7 ^a	17.8 ^a	24.8 ^a
Q+B	0 ^a	0 ^a	0 ^b	0 ^c	0 ^c	0 ^c	0 ^c

*Medias con letras minúsculas diferentes entre columnas, para cada tratamiento y letras minúsculas diferentes entre filas para cada hora difieren entre si estadísticamente ($p \leq 0.05$).

El polvo de Boldo produjo el 100% de mortalidad a las 15 horas, tiempo insuficiente para que sucediera una oviposición, lo que provocó que el grano de maíz no sufriera algún tipo de daño por su presencia, caso contrario sucedió en el tratamiento de Quitosán y Control, donde no hubo mortalidad de adultos, se registró la mayor población de insectos vivos, lo que explica el mayor número de granos dañados.

4.2 Determinar el efecto de polvos de Boldo a una concentración de 1% mediante un sedimentado para el establecimiento de su potencial como insecticida en la etapa de desarrollo de *Sitophilus zeamais* M. en grano de maíz infestado.

Para la parte experimental en la que se evaluó el desarrollo de *S. zeamais*, donde asegura que el grano utilizado para esta prueba estaba ovipositado, el grano expuesto al Boldo presentó una emergencia de 2.6, la cual fue significativamente diferente a la emergencia presentada por testigo una inhibición casi total de la emergencia de adultos en comparación con el testigo (maíz no expuesto al tratamiento, como se muestra en el Cuadro 18).

Cuadro 18. Desarrollo promedio de *S. zeamais* en grano de maíz expuesto a boldo.

DESARROLLO			
Tratamiento	Emergencia	Desv. Est.	Std. Error
Testigo	37.4 a	5.814	2.6
Boldo	2.6 b	1.342	0.6

Medias con letras diferentes entre tratamientos son significativamente diferente $P \leq 0.05$ $n=5$.

El efecto tóxico del olor del polvo de boldo, afecta severamente el desarrollo del *S. zeamais*, pudiendo ocasionar la mortalidad en alguna de las etapas de desarrollo del insecto en el interior del grano, ya que la emergencia de adultos es significativamente diferente en comparación con el testigo, donde la emergencia transcurrió de manera natural (Figura 33).

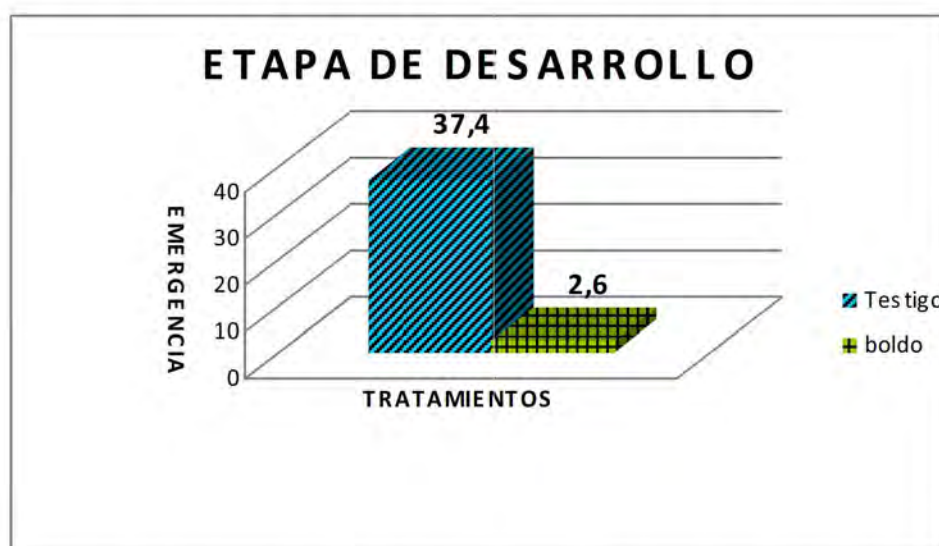


Figura 33. Emergencia de *S. zeamais*, de maíz infestado expuesto a boldo

En esta evaluación el polvo de boldo aplicado indirectamente (sin contacto), mostró actividad fumigante en alguna etapa de desarrollo de *S. zeamais* dentro del grano, afectando satisfactoriamente el desarrollo del insecto, esta baja emergencia permitió inferir que la actividad del boldo fue por inhalación y no por contacto.

4.3 Evaluar los tratamientos de Quitosán, Boldo y Quitosán + Boldo en concentraciones del 1% mediante un recubrimiento y/o sedimentado en grano de maíz para el establecimiento de su potencial como fungicida en grano de maíz almacenado en humedades de 75 y 85%.

El análisis de varianza mostró diferencias significativas ($P \leq 0.5$) en los resultados obtenidos por lo que se realizó una comparación de medias por la prueba de Tukey para los diferentes tratamientos y hongos aislados.

Cuadro 19. Crecimiento de *Fusarium moniliforme* a humedad relativa de 75 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75%				
Testigo	10,67 ^a	15,33 ^a	15,33 ^b	16,67 ^a	4,67 ^b
Boldo	5,67 ^b	17,00 ^a	22,33 ^a	11,67 ^{ab}	10,00 ^a
Quitosán	10,00 ^{ab}	14,33 ^a	17,00 ^{ab}	9,00 ^b	3,67 ^b
Quitosán+Boldo	8,00 ^{ab}	17,33 ^a	15,67 ^b	16,33 ^a	8,67 ^b

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el Cuadro 19 se presentan los resultados obtenidos en granos de maíz almacenados a una humedad relativa de 75 % con tratamientos de Quitosán, Boldo y Quitosán + Boldo, encontrando que la incidencia de *Fusarium moniliforme* a los 20 días el tratamiento de boldo reduce el crecimiento en comparación con el testigo, teniendo mejor efecto que los tratamientos de Quitosán y Quitosán + Boldo. En los periodos de 40 no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo, aunque numéricamente el tratamiento de Quitosán presentó menor número de colonias en comparación con el testigo. Durante el periodo de 60 días se observó un incremento en el número de colonias de *Fusarium moniliforme* con los tratamientos de Boldo y Quitosán. Sin embargo a los 80 días el tratamiento de Quitosán presentó menor crecimiento de colonias en comparación con el testigo y los demás tratamientos.

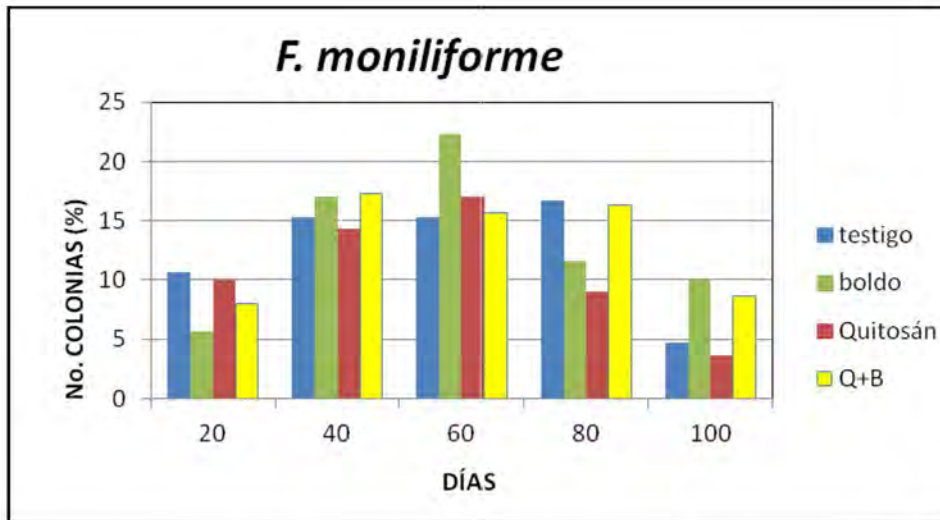


Figura 34. Comparación de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de *F. moniliforme*

Como se muestra en la Figura 34 al término del periodo de almacenamiento; es decir, a los 100 días, conociendo que *Fusarium moniliforme* necesita una humedad alta para su desarrollo; el único tratamiento que presentó un efecto fungistático fue el Qitosán.

En el Cuadro 20 se presentan los resultados obtenidos en el grano de maíz almacenado a humedad relativa de 85% , para el tratamiento de Qitosán + Boldo a partir de los 40 días existe una diferencia numérica que se ve disminuida con el paso del tiempo de exposición para el crecimiento de *F. moniliforme*.

Al término de almacenamiento a los 100 días, los tres tratamientos tuvieron menor crecimiento de colonias en comparación del testigo, es importante mencionar que el boldo presentó el mejor efecto fungicida, no permitiendo el desarrollo de ninguna colonia, los otros tratamientos no mostraron diferencias significativas con el boldo, sin embargo presentaron un efecto fungistático.

Cuadro 20. Crecimiento de *Fusarium moniliforme* a humedad relativa de 85% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
85%					
Testigo	9,33 ^b	13,67 ^a	10,00 ^a	5,33 ^a	8,67 ^a
Boldo	12,00 ^b	14,33 ^a	9,00 ^b	8,33 ^a	0,00 ^b
Quitósán	9,33 ^b	6,33 ^b	7,67 ^b	5,33 ^a	1,67 ^b
Quitósán+Boldo	9,33 ^b	9,33 ^{ab}	1,33 ^c	1,00 ^b	0,33 ^b

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Estudios realizados por Covarrubias *et al.*, 2006, reportan que el Quitósán aplicado en peso molecular bajo en concentración de 0.5% presenta un efecto fungistático sobre este hongo *in vitro*, sin embargo señalan que se requieren concentraciones de Quitósán mayores al 1% para inhibir a *F. moniliforme*.

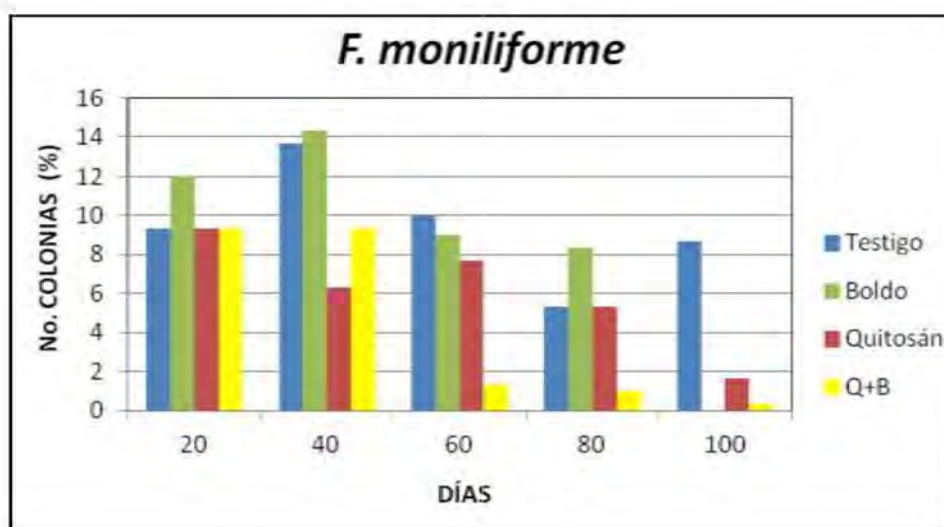


Figura 35. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de *F. moniliforme*

En la Figura 35 se observa el efecto que se tuvo en los tratamientos durante los tiempos de exposición a una humedad relativa de 85% donde el *F. moniliforme* es inhibido por el tratamiento de Quitósán y Quitósán + boldo respecto al testigo hasta por 100 días.

Los casos en los que se encontró *Alternaria sp.* fueron muy pocos tanto en humedad relativa de 75 y 85% como se muestra en el cuadro 21, además de no encontrarse diferencia significativa entre los tratamientos respecto al testigo así como en el tiempo de exposición.

Cuadro 21 Crecimiento de *Alternaria* a humedad relativa de 75 y 85% a 25 °C

Alternaria	TIEMPO (Días)									
	20	40	60	80	100					
TRATAMIENTO	Humedad Relativa									
	75%	85%	75%	85%	75%	85%	75%	85%	75%	85%
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Numéricamente se tuvo presencia de colonias de *Alternaria sp.*, en los tratamientos de boldo a los 60 días a 75% de humedad relativa y Quitosán a los 20 días en humedad relativa de 75 y 85%, siendo para el testigo la presencia de *Alternaria sp.* a los 70 días. Carrillo, 2003 señala que esta especie crece en los granos almacenados, si están suficientemente secos para impedir el crecimiento de *Aspergillus* y *Penicillium*, lo que nos explica la falta de presencia de *Alternaria sp.*

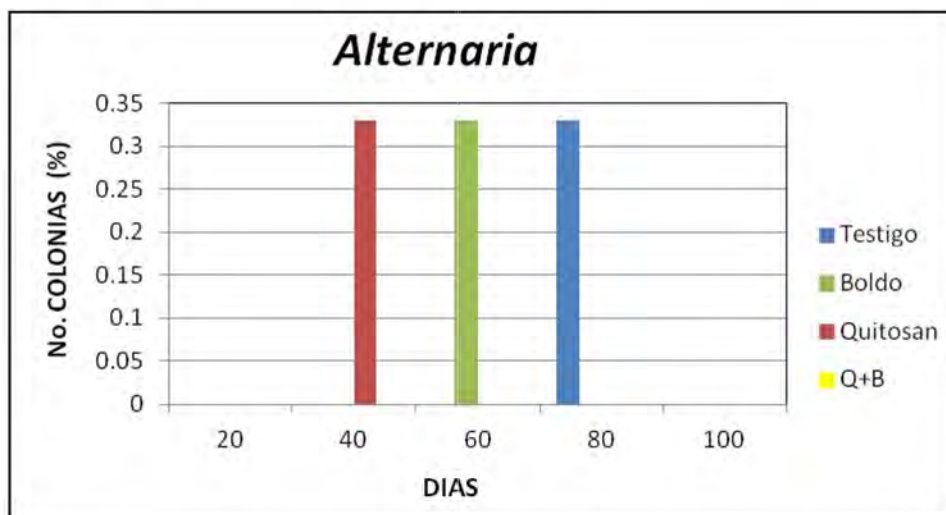


Figura 36. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75% sobre el crecimiento de *Alternaria*

En la Figura 36 con exposición a humedad relativa del 75% se puede observar el efecto fungicida que presenta el tratamiento de Quitosán + Boldo, el cual no presentó crecimiento de colonias de *Alternaria sp*, no siendo así para los demás tratamientos y el testigo los cuales presentan crecimiento aunque no se reportó presencia numérica significativa.

Cuadro 22. Crecimiento de *E. chevalieri* a humedad relativa de 75% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75%				
Testigo	1,67 ^a	1,33 ^a	5,33 ^a	5,33 ^a	6,33 ^{ab}
Boldo	0,00 ^a	0,33 ^a	2,00 ^a	0,67 ^b	4,00 ^{cb}
Quitosán	0,33 ^a	0,67 ^a	2,67 ^a	5,67 ^a	9,67 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	1,33 ^a	2,00 ^a	1,33 ^b	2,00 ^c

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el Cuadro 22 se observa que a los 20 días, los tres tratamientos utilizados presentan inhibición de la especie *E. chevalieri* en comparación del testigo en humedad relativa de 75 %. En los periodos de almacenamiento de 40 y 60 días no existe diferencia en el desarrollo de colonias de esta especie. Sin embargo a los 60 días numéricamente el testigo presentó mayor incidencia de colonias que los tratamientos.

Para el periodo de 80 días de almacenamiento el Quitosán no presentó diferencia significativa con el testigo, los tratamientos de boldo y Quitosán + Boldo presentaron un efecto fungistático, siendo numéricamente el tratamiento de boldo en el que se observó mayor inhibición de este hongo. A los 100 días el Quitosán no presentó ningún efecto sobre el desarrollo de esta especie, sin embargo el tratamiento Quitosán + Boldo resultó ser el mejor.

Como señala Moreno, 1988 la especie *E. chevalieri* requiere una humedad relativa de 75% para su crecimiento, lo que explica el crecimiento de colonias de manera ascendente durante el tiempo de almacenamiento.

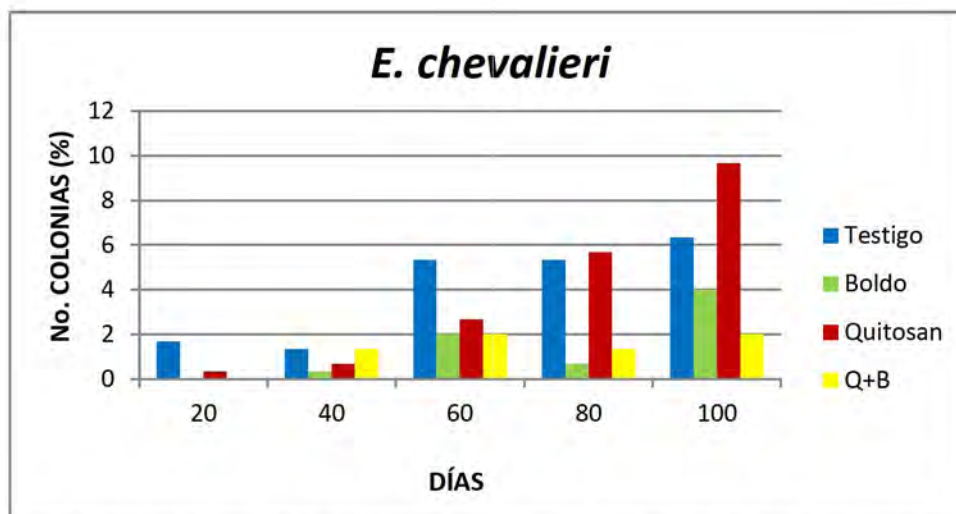


Figura 37. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % sobre el crecimiento de *E. chevalieri*

Esta humedad mínima es necesaria para el crecimiento del generó *Eurotium* (Carrillo, 2003). Al finalizar el periodo de almacenamiento se observó un incremento de desarrollo de *E. chevalieri* en el tratamiento de Quitosán en comparación con el testigo (Figura 37), siendo el tratamiento de Quitosán + Boldo donde se obtuvo una mejor inhibición para esta especie.

Cuadro 23. Crecimiento de *E. chevalieri* a humedad relativa de 85 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	85%				
Testigo	0,33 ^a	15,67 ^a	20,33 ^a	18,33 ^a	20,33 ^a
Boldo	1,00 ^a	1,33 ^b	20,00 ^a	19,33 ^a	26,00 ^a
Quitosán	1,33 ^a	7,33 ^{ab}	29,67 ^a	21,00 ^a	24,67 ^a
Quitosán+Boldo	0,67 ^a	10,00 ^{ab}	27,67 ^a	21,33 ^a	32,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En la humedad relativa de 85% como se indica en el Cuadro 23 el mejor tratamiento evaluado fue el boldo pero solo hasta los 40 días de almacenamiento presentando una diferencia numérica significativa en el desarrollo de colonias de *E. chevalieri* frente al testigo y los tratamientos de Quitosán y Quitosán + Boldo.

Sin embargo para los periodos de 60, 80 y 100 días ningún tratamiento presenta efecto de inhibición, observando incluso un mayor número de colonias que el testigo (Figura 36), se puede atribuir esto debido a que la humedad relativa de 85 % es muy alta y el grano de maíz alcanzó un contenido de humedad en equilibrio mucho más rápido permitiendo el desarrollo de esta especie.

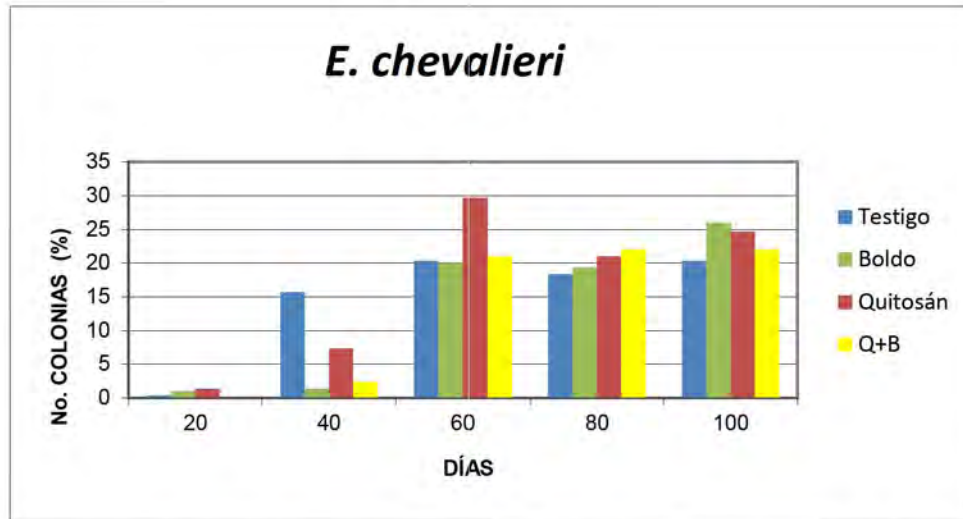


Figura 38. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85% sobre el crecimiento de *E. chevalieri*

En la Figura 38 se muestra el efecto presentado por los tratamientos durante el tiempo de almacenamiento a una humedad relativa de 85%, donde los tratamientos de Qitosán, Boldo y Qitosán + Boldo a partir de los 60 días no tienen efecto alguno en *E. chevalieri* respecto al testigo.

Cuadro 24. Crecimiento de *E. herbariorum* a humedad relativa de 75 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75%				
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	1,33 ^a	2,00 ^a	1,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	2,00 ^a	0,00 ^b	1,33 ^a
Qitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a	3,00 ^a
Qitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^b	0,67 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el Cuadro 24 se observa que la presencia de la especie *Eurotium herbariorum* fue hasta los 60 días, no encontrando diferencias entre los tratamientos, pero numéricamente hubo una mayor presencia en el tratamiento de Quitosán y Boldo en comparación con el testigo, presentándose el mismo comportamiento en Quitosán para los 80 y 100 días de almacenamiento.

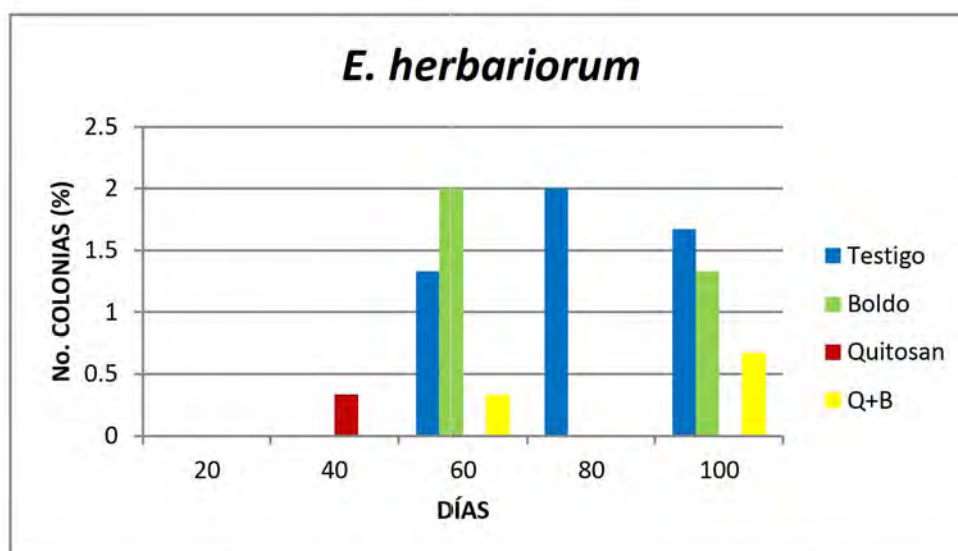


Figura 39. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % sobre el crecimiento de *E. herbariorum*.

Como se observa en la Figura 39 el tratamiento de Quitosán + Boldo presenta un efecto fungistático para *E. herbariorum* durante todo el tiempo de almacenamiento humedad relativa de a 75 % respecto al testigo.

Como se muestra en el Cuadro 25 a una humedad relativa de 85% a los 20 días de almacenamiento no hubo presencia ni en los tratamientos ni en testigo de *E. herbariorum*, siendo importante mencionar que el tratamiento de Quitosán presentó mayor desarrollo de colonias de *E. herbariorum* respecto al testigo en los 40 días de almacenamiento.

Cuadro 25. Crecimiento de *E. herbariorum* a humedad relativa de 85 % y 25 °C

	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
TRATAMIENTO	85%				
Testigo	0,00 ^a	3,67 ^c	1,67 ^c	9,67 ^b	15,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,33 ^c	16,67 ^a	11,00 ^b	16,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	15,00 ^a	13,00 ^{ab}	13,00 ^{ab}	21,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	2,33 ^b	21,00 ^a	22,00 ^a	22,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Estadísticamente no existe diferencia entre el número de colonias del testigo y el tratamiento de boldo, sin embargo numéricamente el tratamiento de boldo presenta un menor crecimiento de *E. herbariorum* a los 40 días respecto al testigo y los demás tratamientos.

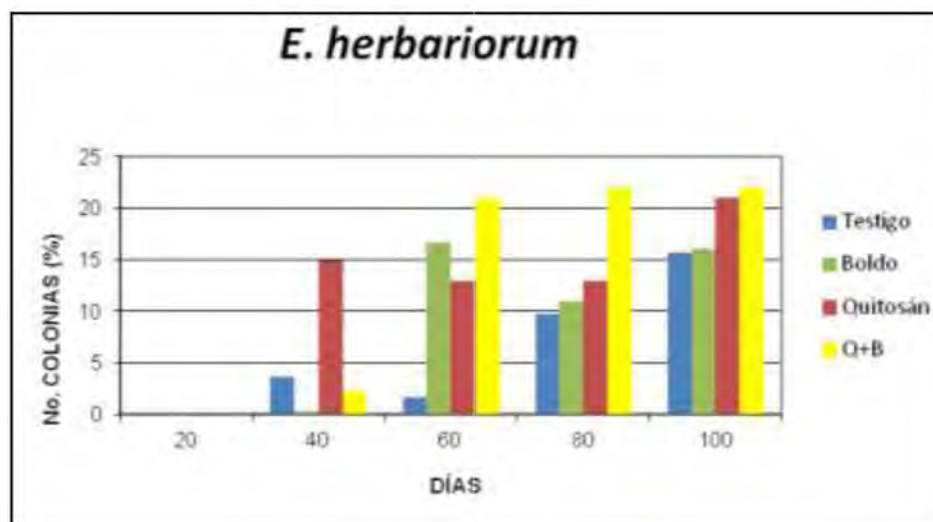


Figura 40. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *E. herbariorum*.

Ninguno de los tratamientos probados para los periodos de almacenamiento de 60, 70 y 00 días presentó efecto antifúngico, observando en la Figura 40 un mayor número de colonias de *E. herbariorum* respecto al testigo, dándose más este comportamiento en el tratamiento de Quitosán + Boldo.

Como se observa en el Cuadro 26 hubo crecimiento de *E. rubrum* únicamente a los 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 % en los tratamientos de Boldo y Quitosán + Boldo sin embargo, en el testigo hubo presencia de esta especie hasta los 100 días de almacenamiento, es importante mencionar que el tratamiento de Quitosán no presentó ningún desarrollo de colonia de *E. rubrum* durante todo el periodo de almacenamiento a esta humedad relativa.

Cuadro 26. Crecimiento de *E. rubrum* a humedad relativa de 75 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75 %				
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,67 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el Cuadro 27 se presenta los resultados obtenidos a humedad relativa de 85% en donde los tratamientos probados y testigo no presentan formación de colonias de *E. rubrum* a los 20 días de almacenamiento, para los 40 días no existe diferencia estadística entre el testigo y los tratamientos, sin embargo, numéricamente el tratamiento de Boldo no presenta crecimiento de colonias por lo que se tiene un efecto fungistático.

Cuadro 27. Crecimiento de *E. rubrum* a humedad relativa de 85% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa %				
	85 %				
Testigo	0,00 ^a	1,33 ^a	0,33 ^a	1,67 ^a	0,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	2,67 ^a	3,67 ^a	4,33 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,67 ^a	2,33 ^a	6,67 ^a	1,33 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	1,33 ^a	5,67 ^a	0,67 ^a	1,33 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

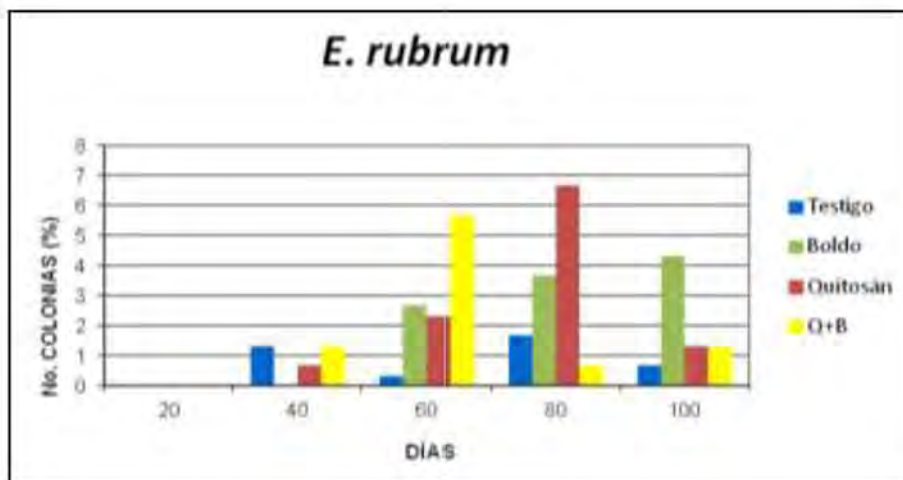


Figura 41. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *E. rubrum*

En la Figura 41 se observa que los tratamientos evaluados no presentaron efecto antifúngico a partir de los 60, 80 y 100 días de almacenamiento sin embargo promueven el incremento de colonias de *E. rubrum* en comparación con el testigo.

Cuadro 28. Crecimiento de *E. repens* a humedad relativa de 75% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75 %				
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	2,33 ^a	3,67 ^{ab}
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,33 ^b	2,00 ^{ab}
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	2,67 ^a	8,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^b	0,67 ^b

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Como se muestra en el Cuadro 28 el tratamiento de Quitosán + Boldo a una humedad relativa de 75 % en el periodo de almacenamiento de 80 días presenta actividad inhibitoria en el crecimiento de *E. repens*, sin embargo al periodo de almacenamiento de 100 días se observó un desarrollo de colonias aunque numéricamente menor que respecto al testigo, no siendo el mismo efecto para el Quitosán el cual estimula mayor crecimiento de colonias de

este hongo en comparación con el testigo a partir de los 80 días y 100 días esto se indica en la Figura 42.

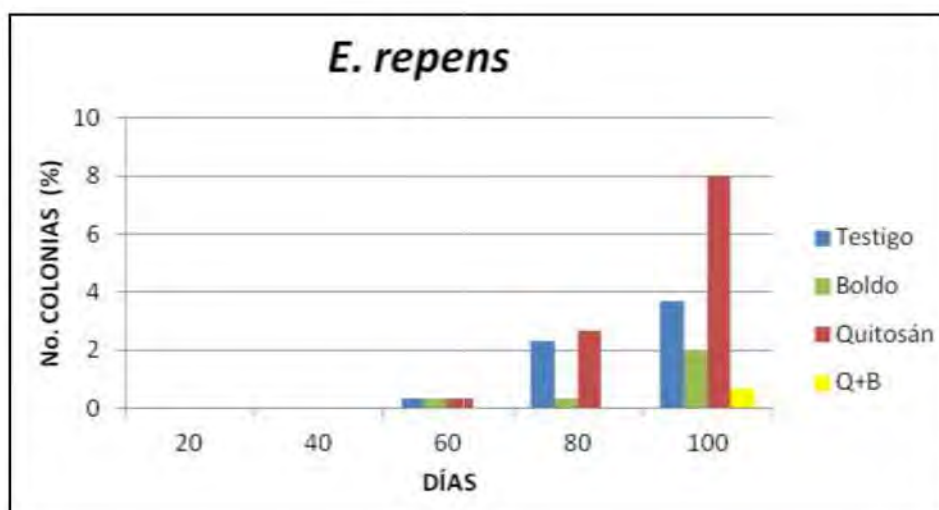


Figura 42. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % sobre el crecimiento de *E. repens*.

Para la humedad relativa de 85 % el crecimiento de *E. repens* como se observa en el Cuadro 29 empieza a los 40 días de almacenamiento, siendo hasta los 80 días que el desarrollo de este hongo es mayor en los tratamientos que en testigo. Sin embargo para el periodo de 100 días el tratamiento de Quitosán + Boldo presentó un mayor efecto de inhibición frente al testigo.

Cuadro 29. Crecimiento de *E. repens* a humedad relativa de 85% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (Días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	85 %				
Testigo	0,00 ^a	0,67 ^a	1,67 ^b	4,33 ^b	6,00 ^{ab}
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	9,00 ^a	8,00 ^a	8,33 ^a
Quitosán	0,00 ^a	2,00 ^a	2,33 ^b	7,00 ^a	4,67 ^{ab}
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	3,33 ^a	7,00 ^{ab}	9,67 ^a	1,33 ^b

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$)

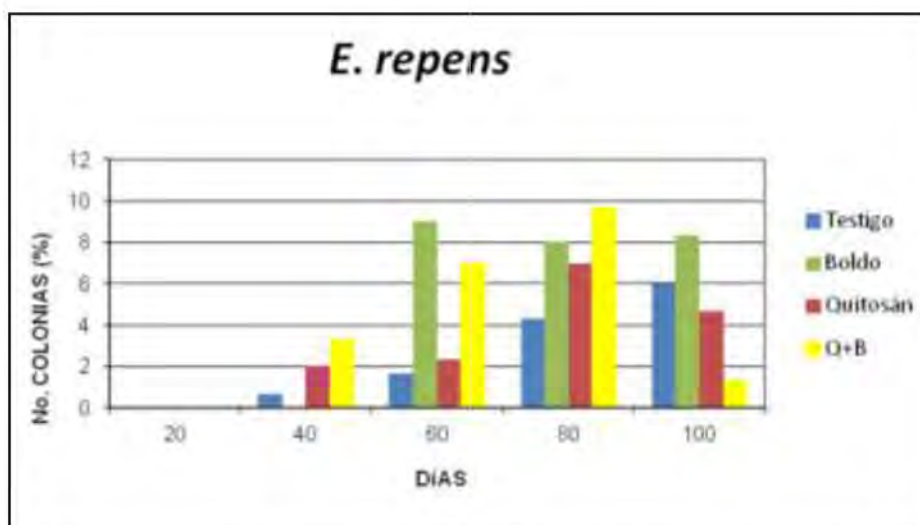


Figura 43. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *E. repens*.

En la Figura 43 se muestra que a humedad relativa de 85% los tratamientos de Boldo y Quitosán + Boldo presentan un mayor crecimiento de colonias de *E. repens* respecto al testigo a partir de los 60 días de almacenamiento.

Las condiciones de humedad relativa para el crecimiento de esta especie de *Aspergillus* son de 80-85 %, como se observa en el Cuadro 30 a una humedad de 75 % no existe desarrollo de colonias de *A. flavus* significativas, sin embargo numéricamente el testigo a lo largo del periodo de almacenamiento a los 80 y 100 días presenta desarrollo de algunas colonias (0.33 y 0.67 respectivamente), no siendo así en el tratamiento de Boldo y Quitosán durante todo el período de almacenamiento.

Cuadro 30. Crecimiento de *A. flavus* a humedad relativa de 75% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
75 %					
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

La presencia de *A. flavus* y sus toxinas en los granos representa un problema de primer orden para la industria del maíz en el mundo por las enormes implicaciones que tienen tanto en la calidad del grano como en la salud pública y animal (Mazzani, *et al*, 2000).

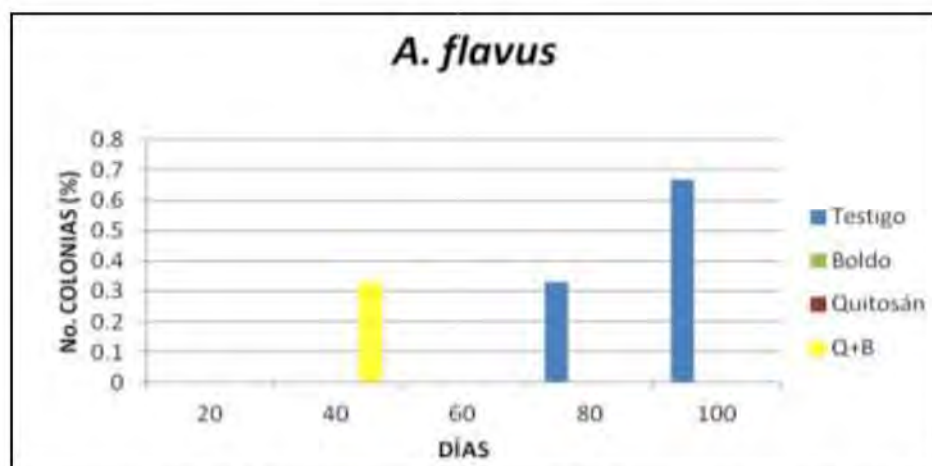


Figura 44. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % sobre el crecimiento de *A. flavus*

En la Figura 44 se muestra que en el tratamiento de Qitosán + Boldo solo se aislo a *A. flavus* a los 40 días de almacenamiento a humedad relativa de 75%.

En la humedad relativa de 85 % a pesar de ser esta la óptima para el desarrollo de *A. flavus* no se observó crecimiento de colonias de manera significativa, sin embargo como se observa en el Cuadro 31 el tratamiento Qitosán fue el que presentó efecto inhibitorio de este hongo durante todo el periodo de almacenamiento respecto al testigo el cual presento formación de colonias a los 80 días de almacenamiento.

Cuadro 31. Crecimiento de *A. flavus* a humedad relativa de 85 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
85 %					
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	1,67 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^b	0,00 ^a
Qitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^b	0,00 ^a
Qitosán+Boldo	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^b	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Mazzani *et al.*, 2000 señalan que en los granos infestados por *F. moniliforme* difícilmente pueden ser colonizados por *A. flavus*, sin embargo Covarrubias *et al.*, 2006 reportaron en un trabajo realizado *in vitro* que concentraciones de Quitosán a 0.5, 1 y 2% presentaron efectos de inhibición para *A. flavus*.

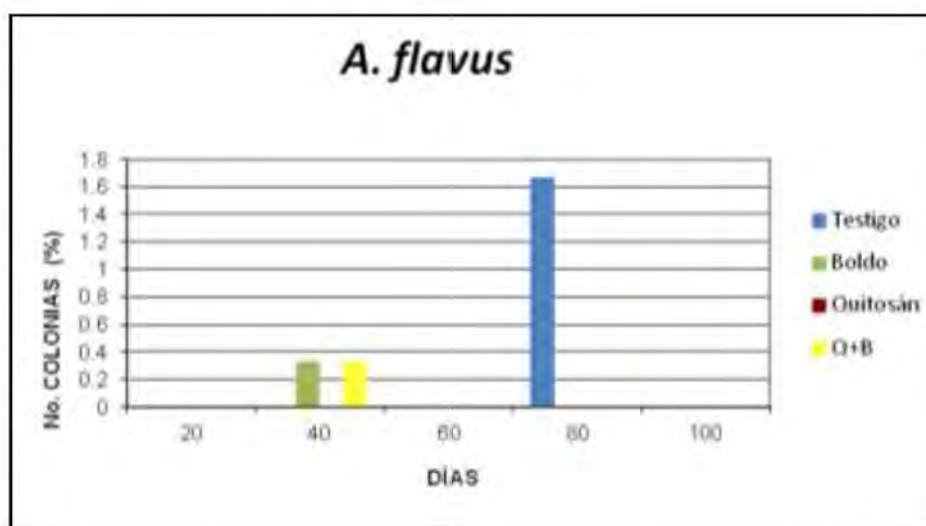


Figura 45. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *A. flavus*.

Como se observa en la Figura 45 el testigo presenta crecimiento de colonias a los 80 días de almacenamiento a humedad relativa de 85%, mientras que el tratamiento de Boldo y Quitosán + Boldo reportan crecimiento a los 40 días.

Cuadro 32. Crecimiento de *Penicillium* a humedad relativa de 75% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75 %				
Testigo	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,67 ^a	0,33 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,67 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	1,00 ^a	0,67 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

La importancia del *Penicillium* en la alimentación humana y animal se debe a que, además de causar deterioro, producen toxinas (Carrillo, 2003). Por lo que controlar o evitar la incidencia de este hongo permite garantizar la calidad del grano.

Como se observa en el Cuadro 32 con la aplicación de los tres tratamientos no se inhibe el crecimiento de colonias a la humedad relativa de 75 %, si no que estimula su desarrollo, en comparación con el testigo a lo largo del periodo de almacenamiento, esto se muestra en la Figura 46.

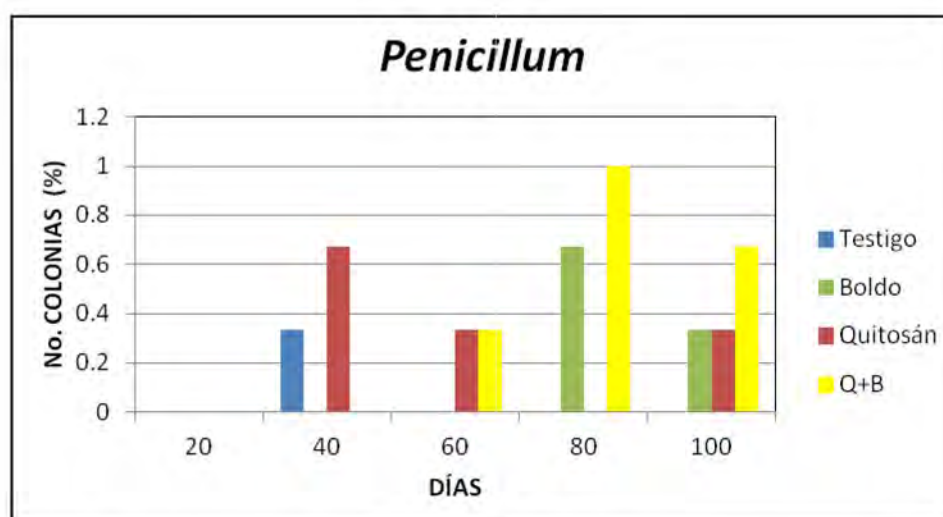


Figura 46. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad de 75 % en el crecimiento de *Penicillium*

En el Cuadro 33 se observan los resultados obtenidos en la humedad relativa de 85% la cual es óptima para el crecimiento de colonias de *Penicillium*, el testigo comienza a tener crecimiento sólo a los 40 días de almacenamiento, no siendo así para el Quitosán el cual presenta crecimiento de colonias a los 20 y 40 días de exposición.

Cuadro 33 Crecimiento de *Penicillium* a humedad relativa de 85 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	85%				
Testigo	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,33 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

Como se observa en la Figura 47 el crecimiento de *Penicillium* no se presentó en el tratamiento de Boldo, lo cual nos indica que este tratamiento presenta un efecto inhibitorio sobre este hongo a lo largo de los 100 días de almacenamiento.

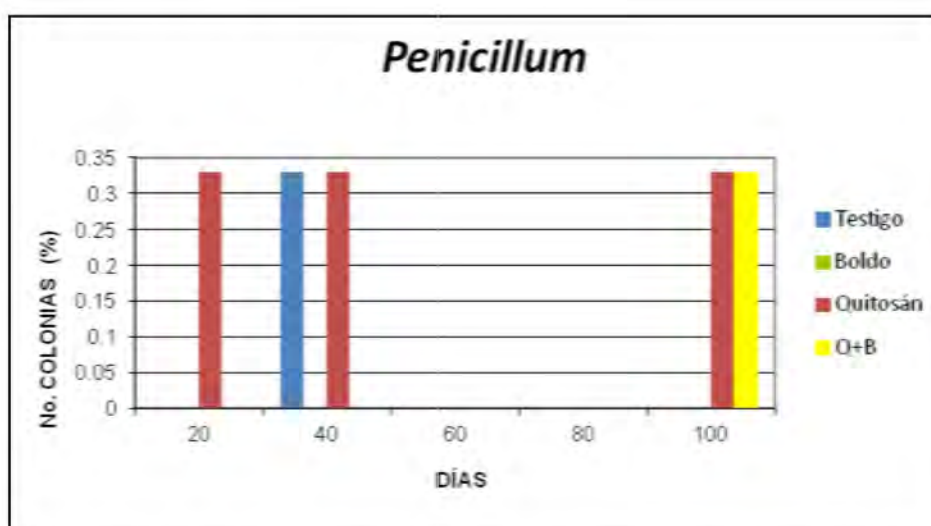


Figura 47. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *Penicillium*.

Para *A. candidus* como se observa en el Cuadro 34, no hubo presencia significativa de colonias en los tiempos y tratamientos de exposición, sin embargo si presencia numérica en el tratamiento de Quitosán a los 80 y 100 días de almacenamiento en comparación con el testigo en humedades de 75 y 85 %.

Moreno, 1988 reporta que este hongo requiere humedades relativas alrededor de 80% para su crecimiento, sin embargo a la humedad relativa de 85% no se presentó crecimiento de colonia alguna durante todo el tiempo de almacenamiento ni en el testigo y los tratamientos.

Cuadro 34. Crecimiento de *A. candidus* a humedad relativa de 75 y 85% a 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)									
	20		40		60		80		100	
	Humedad Relativa %									
	75	85	75	85	75	85	75	85	75	85
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,33 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el Cuadro 35 se observa que el crecimiento de *A. penicilloide* comienza a partir de los 40 días de almacenamiento a 75 % de humedad relativa en el testigo, observándose menor crecimiento en los tratamientos, siendo el tratamiento de boldo y Quitosán + Boldo los que mostraron un mayor efecto fungistático sobre el desarrollo de esta especie hasta los 100 días de almacenamiento.

Cuadro 35. Crecimiento de *A. penicilloide* a humedad relativa de 75% y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	75%				
Testigo	0,00 ^a	0,33 ^a	12,00 ^a	18,67 ^a	27,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	1,33 ^{bc}	0,67 ^b	1,33 ^c
Quitosán	0,00 ^a	0,33 ^a	4,67 ^b	4,00 ^b	9,33 ^b
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,67 ^a	0,33 ^c	0,67 ^b	1,67 ^c

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

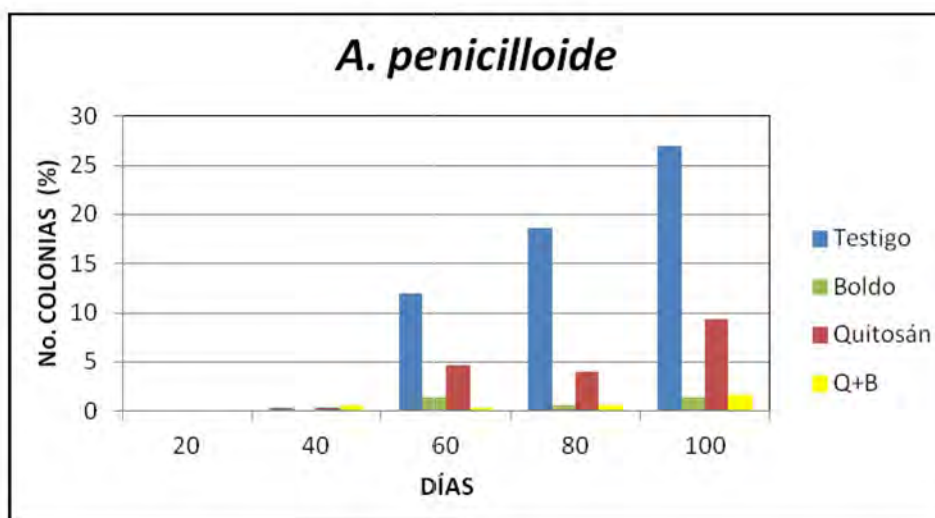


Figura 48. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % sobre el crecimiento de *A. penicilloide*.

En la Figura 48 se observa el efecto fungistático que se tuvo en los tres tratamientos evaluados en comparación con el testigo en la humedad relativa de 75%, donde estadísticamente se encontraron diferencias significativas.

Cuadro 36. Crecimiento de *A. penicilloide* a humedad relativa de 85 % y 25 °C

TRATAMIENTO	TIEMPO (días)				
	20	40	60	80	100
	Humedad Relativa				
	85%				
Testigo	0,00 ^a	2,33 ^a	2,33 ^a	3,00 ^a	1,67 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,67 ^b	0,00 ^b
Quitosán	0,00 ^a	0,67 ^a	0,67 ^a	0,00 ^b	0,00 ^b
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	1,33 ^a	1,33 ^a	0,00 ^b	0,00 ^b

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

En humedad relativa de 85 % el testigo presenta formación de colonias de *A. penicilloide* a partir del día 40 de almacenamiento, disminuyendo a los 100 días, sin embargo los tratamientos evaluados presenta efecto fungistático en el crecimiento, el tratamiento de Boldo sobresale debido a que la presencia numérica es mínima a los 80 días, presentando efecto fungistático a los 100 días de almacenamiento (Cuadro 36).

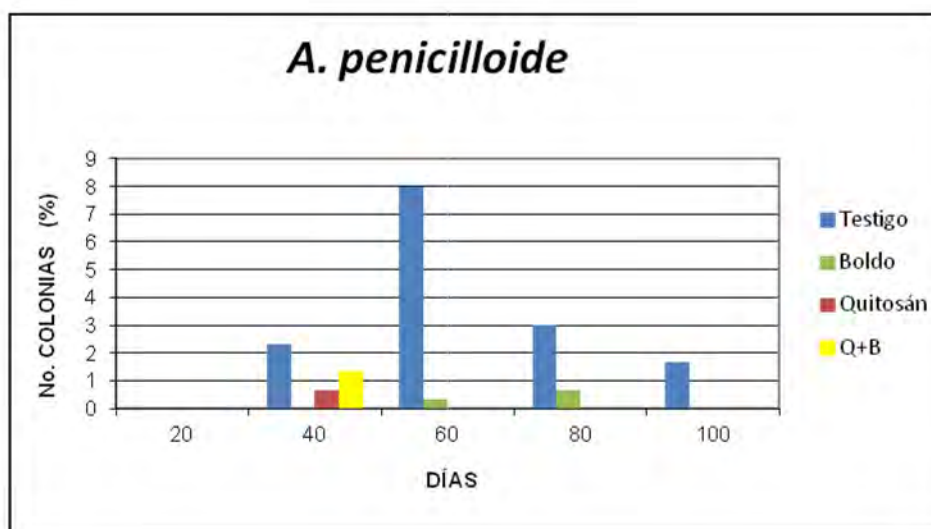


Figura 49. Comparativo de los tratamientos evaluados a humedad relativa de 85 % sobre el crecimiento de *A. penicilloide*.

Cuadro 37. Crecimiento de *A. niger* a humedad relativa de 75 y 85 % a 25 °C

A. niger	TIEMPO (días)									
	20		40		60		80		100	
	Humedad Relativa %									
TRATAMIENTO	75	85	75	85	75	85	75	85	75	85
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,33 ^a	0,67 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,67 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,33 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$).

A. niger no se considera como un hongo común de almacén, sino más bien un microorganismo que coloniza productos que se encuentran en avanzado estado de deterioro (Moreno, 1988), requiere una humedad relativa de 90 a 95% para su crecimiento.

En el Cuadro 37 se observa la incidencia de *Aspergillus niger*, en los tratamientos evaluados en los que se presenta este hongo no hubo diferencia significativa ni entre los tratamientos ni los días de exposición.

Como se muestra en el Cuadro 38 el crecimiento de colonias de *Rhizopus* en el testigo fue nulo, de igual forma para el tratamiento de Quitosán y de boldo durante los 100 días de almacenamiento a 75 y 85 % de humedad relativa. Sólo hubo crecimiento a los 60 y 80 días en el tratamiento de Quitosán + Boldo a 75 % de humedad sabiendo que la humedad relativa óptima para su crecimiento es de 95-100 %.

Cuadro 38. Crecimientos de *Rhizopus* a humedad relativa de 75 y 85 %, 25°C

Rhizopus	TIEMPO (días)									
	20		40		60		80		100	
	Humedad Relativa %									
TRATAMIENTO	75	85	75	85	75	85	75	85	75	85
Testigo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a
Quitosán+Boldo	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,00 ^a	0,33 ^a	0,00 ^a

*Valores con la misma letra en cada columna no difieren en la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

4.4 Identificar la microbiota presente en los granos de maíz sometidos a los diferentes tratamientos mediante la técnica de tinción azul de algodón-lactofenol para conocer a nivel de especie las colonias presentes.

En total se identificaron 12 cepas de hongos (Cuadro 39).

Cuadro 39. Hongos aislados e identificados en los diferentes tratamientos evaluados en los granos del maíz.

Especie	Phylum	Clase
<i>Fusarium moniliforme</i>	Ascomycota	Pyrenomycetes
<i>Alternaria sp.</i>	Ascomycota	Loculoascomycetes
<i>Eurotium chevalieri</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Eurotium herbariorum</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Eurotium repens</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Eurotium rubrum</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Aspergillus flavus</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Aspergillus candidus</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Aspergillus penicilloide</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Aspergillus niger</i>	Ascomycota	Plectomycetes
<i>Rhizopus sp.</i>	Zygomycota	Zygomycetes

Fuente: Webster *et al.* (2009).

Descripción de las especies identificadas

A) Fusarium moniliforme

Este hongo ocasiona la descomposición de la mazorca de maíz y tallos, así como tizones en la plántula, para el desarrollo de *F. moniliforme* se requiere altos contenidos de humedad de los granos de maíz (superiores a 22 %). Esta especie es productora de varias micotoxinas, entre ellas zearalenona, moniliformina y fusarina (Moreno, 1988).

La colonia (Figura 50) en semilla crece con rapidez, con un micelio aéreo blanco que a menudo se tiñe de púrpura. El micelio tiene una apariencia pulverizante a causa de la formación de microconidios. En ocasiones hay masas de esporas color canela a anaranjado (Warham *et al*, 1996).

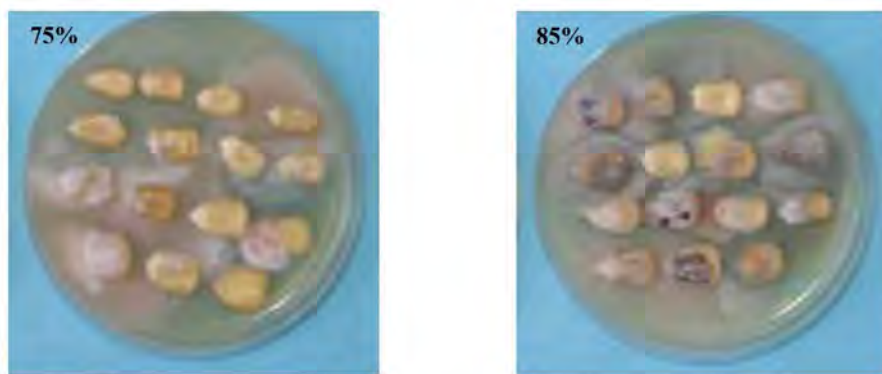


Figura 50. Crecimiento en medio de cultivo de *F. moniliforme* a 40 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 y 85 % en testigo.

Los abundantes microconidios por lo general son hialinos, generalmente unicelulares, pero en ocasiones bicelulares; miden 5-12 x 1-3 μm , tienen forma oval y están ligeramente aplanados en cada extremo (Warham *et al*, 1996).

Los macroconidios se presentan en forma infrecuente, son hialinos, delicados, con paredes delgadas y su forma varía de curvos, casi rectos, tiene 3-7 septos, miden 25-60 x 2-4 μm y la célula basal tiene forma de pie (Figura 51). Nunca hay clamidosporas en el micelio. Las ascas son ovaladas o en forma de garrote con 4-8 ascosporas, las cuales son hialinas, rectas, en su mayoría septadas (Warham *et al*, 1996).



Figura 51. Vista de *F. moniliforme* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2

B) *Alternaria sp.*

Ocasiona manchas foliares y mancha gris de la hoja de maíz, algunas especies son toxígenas (Moreno, 1988).

La colonia en semilla es generalmente gris oscura, pero también puede ser blanca, de color verde oliva, café o casi negro (Figura 52).



Figura 52. Crecimiento en medio de cultivo de *Alternaria sp.* a 40 días de almacenamiento en humedad relativa de 85 % en tratamiento de Quitosán.

Los conidios de *Alternaria* tienen septos transversales y longitudinales y se los conoce como dictiosporas, además son pardos y picudos. Nacen por la brotación apical de una célula conidiógena o de la espóra anterior, dando lugar en este último caso a una cadena que suele ramificarse si una espóra produce más de un brote (Carrillo, 2003).

Los conidióforos son de color café oscuro a oliváceo, se producen individualmente o, en ocasiones, en pequeños grupos; pueden ser simples o ramificados y generalmente miden 3-6 μm de espesor y 50 μm de largo.

Los conidios se desarrollan en cadenas, tiene forma de huevo ovalado (Figura 53) y a menudo se ahúsan para formar un pico en el ápice. Son de color café oscuro, con paredes

lisas o ligeramente rugosas, varias septos transversales y longitudinales u oblicuos, y miden 20-90 μm x 8-20 μm (Warham *et al*, 1996).

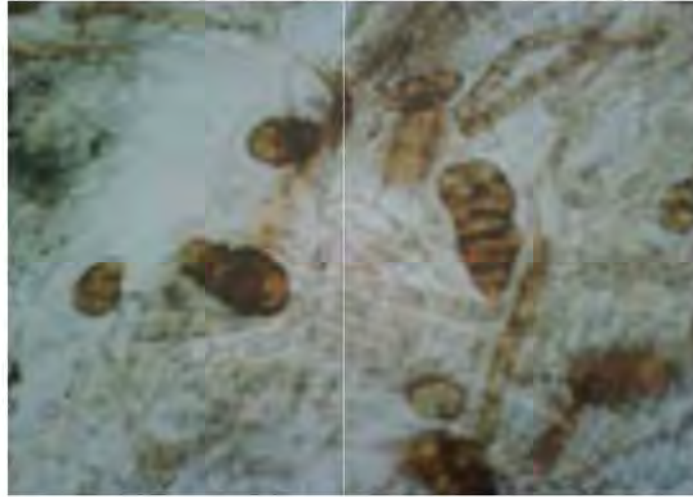


Figura 53. Vista de *Alternaria sp.* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2.

C) *Aspergillus*

El género *Aspergillus* causan el deterioro de muchos productos alimenticios. Los productos metabólicos de la invasión fúngica suelen ser muy tóxicos, tanto para el hombre como para otros animales. También producen la inhibición de la germinación junto con cambios de color, calentamiento, enmohecimiento, apelmazado y finalmente podredumbre de las semillas (cuadro 40).

El color es la principal característica macroscópica para la identificación de los grupos de aspergilos. Poseen distintos tonos de verde, pardo, amarillo, blanco, gris y negro. Las cabezuelas conidiales presentan bajo el microscopio cuatro formas básicas: globosa, radiada, columnar o claviforme y a simple vista las más grandes suelen parecer diminutas alfileres sobre el substrato.

Los conidios constituyen cadenas que se originan en la célula conidiógena o fiálide. En algunos aspergilos hay células adyacentes a las fiálides denominadas métulas o células de

soporte. Los *Aspergillus* poseen una o dos series de células sobre la vesícula, o bien presentan simultáneamente cabezas de ambos tipos.

Las características macro y micromorfológicas, tales como el color de los conidios, la forma de las cabezuelas, la superficie y dimensiones del conidióforo, la forma y textura de las esporas, han permitido agrupar los aspergilos en secciones o grupos.

Los teleomorfos poseen meiosporas en ascas que pueden producirse en racimos desnudas o dentro de ascomas. Éstos tienen una pared formada por hifas sueltas, un plecténquima o un tejido estromático (Carrillo, 2003).

Cuadro 40. Temperatura y actividad de agua requeridas para el desarrollo de algunas especies de *Aspergillus* y *Eurotium*

ESPECIES	TEMPERATURA °C		ACTIVIDAD DE AGUA	
	RANGO	ÓPTIMO	MÍNIMO	ÓPTIMO
<i>A. flavus, A. parasiticus</i>	6 - 45	35 - 37	0,78	0,95
<i>A. candidus</i>	3 - 44	25 - 32	0,75	0,90 - 0,98
<i>A. fumigatus</i>	10 - 55	40 - 42	0,85	0,98 - 0,99
<i>A. restrictus</i>	9 - 40	30	0,71	0,96
<i>A. versicolor</i>	4 - 39	25 - 30	0,78	0,95
<i>E. amstelodami</i>	5 - 46	33 - 35	0,71 - 0,73	0,93 - 0,96
<i>E. chevalieri</i>	5 - 43	30 - 35	0,71	0,93 - 0,95
<i>E. repens</i>	7 - 40	25 - 27	0,75	0,93 - 0,95
<i>E. rubrum</i>	5 - 40	25 - 27	0,70	0,93

Fuente: Carrillo (2003).

E. chevalieri. Las colonias que crecen son verdosas (Figura 54) siendo más rojizo intenso en el centro. Pigmentos de color amarillo anaranjado propagación en el medio circundante el micelio. Los conidios son ovoides de forma elipsoidal y 4,5 a 6 micras de largo. De 4 a 5 micras ascosporas son de paredes lisas con bordes prominentes. Es una especie xerófila. La temperatura óptima para la formación de cleistotecios es de 25 ° C, esta formación es inhibida por la alta presión osmótica y por la radiación de la luz intensa (Klich, 2002).

La temperatura óptima de crecimiento es de entre 30-35 °C y la temperatura máxima de crecimiento es de entre 37-49 °C (Klich, 2002).



Figura 54. Crecimiento en medio de cultivo de *E. chavlieri* a 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 85 % en tratamiento de Quitosán.

E. herbariorum (Figura 55). Cabezuelas conidiales en radial, globosas de color menos, paredes lisas ásperas 15.09, ampliándose en subglobosos a piriformes vesículas 18-36 μm de ancho, uniseriados; fiálides 7-11 x 3-7 μm . Cleistotecios de color amarillo, globosos a subglobosos 60-150 μm de diámetro; paredes constituidas por una sola capa de tejido pseudoparenquimatoso angular, a menudo rodeados de hifas con incrustaciones de color naranja. Sus Ascosporas maduran a los 14 días, lenticular, 5-6.6 x 3-5 μm , a menudo con un leve surco y la textura de superficie lisa (Klich, 2002).



Figura 55. Crecimiento en medio de cultivo de *E. herbariorum* a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 % en tratamiento de Quitosán.

E. repens (Figura 56). Especie estrechamente relacionada con *E. herbariorum* difiere por la formación de ascosporas sin un surco nítido.



Figura 56. Crecimiento en medio de cultivo de *E. repens* a 80 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 % en testigo.

E. rubrum (Figura 57) tiene ascosporas con un surco más pronunciado, y las hifas tienden a su vez ser de color rojo ladrillo, esta especie también se encuentra estrechamente relacionada con *E. herbariorum* (Klich, 2002).



Figura 57. Crecimiento en medio de cultivo de *E. rubrum* a 60 días de almacenamiento en humedad relativa de 85 % en tratamiento de boldo.

A. Flavus (Figura 58) La colonia en la semilla por lo general se expanden y es de color verde amarillento muy claro, verde amarillento intenso, café oliváceo a café (Warham, 1996). La textura de las colonias es pulverulenta con surcos radiales, rugosos o granulados, ocasionalmente algodonosas en el centro o margen de la colonia. Los conidióforos no ramificados de pared gruesa, hialinos, rugosos, de ≥ 1 mm de longitud y de 10 a 20 μm de diámetro. Las vesículas son globosas o subglobosas de 10 a 65 μm de diámetro produciendo fiálides uni o biseriadas alrededor de la vesícula. Los conidios son de colores verde amarillentos, lisos o finamente rugosos, esféricos o subesféricos con un diámetro de 3,5 a 4,5 μm de diámetro. Los esclerotes pueden estar presentes (Guevara *et al.*, 2007).

Ocasionan en el maíz pudrición de la mazorca, es la principal causa de deterioro del maíz almacenado con un contenido de humedad superior al 15 %. Las altas temperaturas favorecen el desarrollo de aflatoxinas que son tóxicas para el ser humano. La infección de la semilla puede reducir la germinación (Warham *et al.*, 1996).

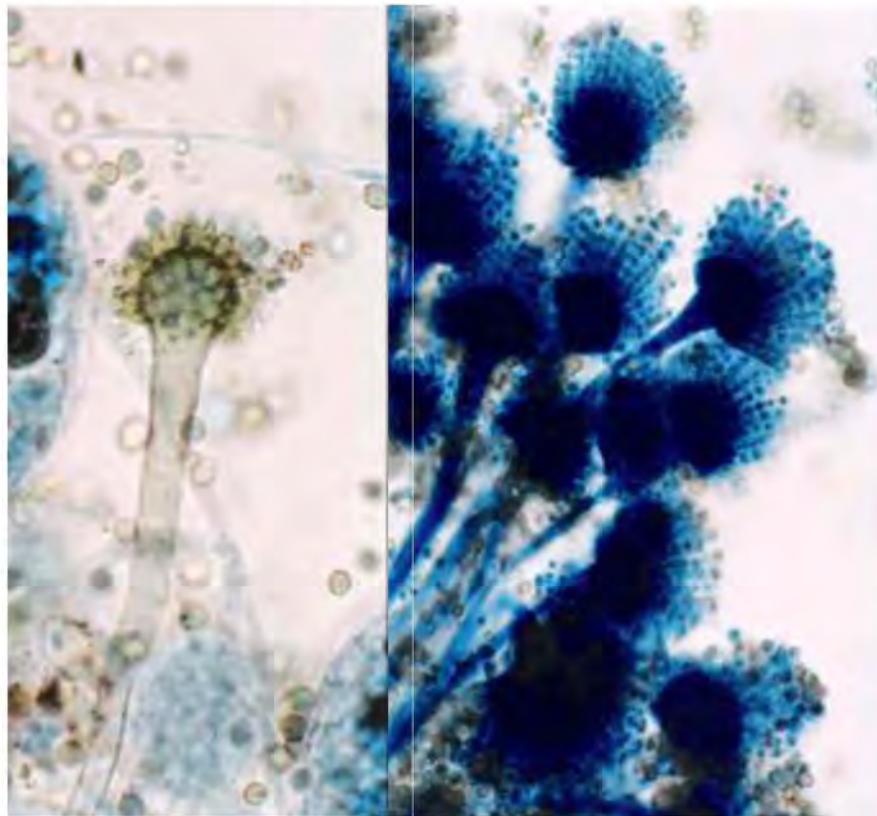


Figura 58. Vista de *A. flavus* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2.

A. candidus (Figura 59). La presencia de este hongo es indicativa de que el grano está sufriendo deterioro severo, reduce el poder germinativo de las semillas y es uno de los hongos involucrados en el calentamiento de los granos (Moreno, 1988). Esta especie se distingue por conidios de color blanco a color crema (Klich, 2002).



Figura 59. Crecimiento en medio de cultivo de *A. candidus* a 100 días de almacenamiento en humedad relativa 85 % en testigo.

A. penicilloide (Figura 60) Su esporulación generalmente es pobre, sin brillo de color verde pálido; de micelio blanco; formando densas colonias, es un hongo xerófilo y se ha reportado como un patógeno humano.



Figura 60. Crecimiento en medio de cultivo de *A. penicilloide* a 60 días de almacenamiento en humedad relativa 75 % en testigo.

Las cabezuelas conidiales (Figura 61) usualmente son radiales, conidióforo de 150-500 μm , de paredes lisas, vesículas de 9-25 μm de diámetro, con fiálides de 70-10 μm que cubren más de la mitad de las vesículas. Los conidios son subsféricos o elipsoidales de 3-5.5 x 3-4 μm (Klich, 2002).

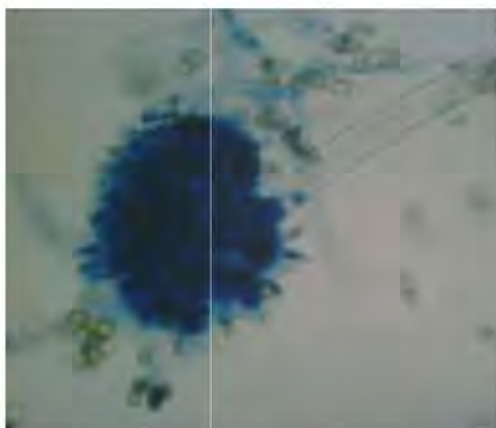


Figura 61. Vista de *A. penicilloide* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2.

A. niger. Es la principal causa de deterioro de maíz almacenado con un contenido de humedad superior al 15%. Reduce la germinación de las semillas. La colonia en semilla (Figura 62) crece lentamente y está constituida por un micelio basal entre compacto y bastante suelto, de color blanco a tenuemente amarillo, que produce abundantes estructuras conidiales erguidas y por lo general apiñadas comúnmente de color negro carbón (Warham *et al.*, 1996).



Figura 62. Crecimiento en medio de cultivo de *A. niger* a 100 días de almacenamiento en humedad relativa 75 % en testigo.

Los conidióforos (Figura 63) son de pared lisa, hialina o pigmentada y miden de 1,5 a 3 mm de largo y de 15 a 20 μm de diámetro. La vesícula es globosa con 50 - 100 μm de diámetro y produce fiálides alrededor de ella. Las vesículas son biseriadas, los esterigmas miden 30 μm de largo y pueden estar tabicadas, mientras que las fialides miden 8 μm de longitud, a partir de las cuales se forman los conidios, los cuales son globosos y rugosos con 4 a 5 μm de diámetro, de color castaño o marrón a negro (Guevara *et al.*, 2007).

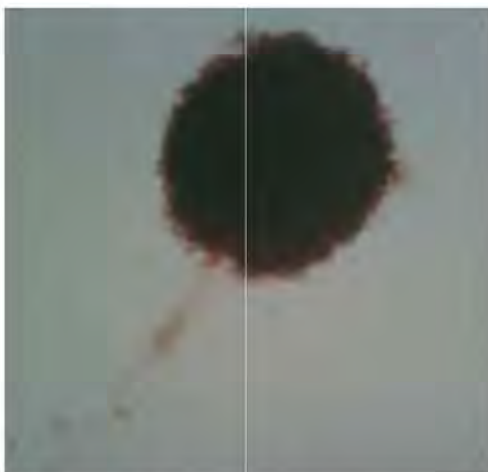


Figura 63. Vista de *A. niger* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2.

D) *Penicillium* (Figura 64). Ocasiona pudrición en la mazorca del maíz y moho durante el almacenamiento en el grano (Doyle *et al.*, 2001).



Figura 64. Crecimiento en medio de cultivo de *Penicillium* a 100 días de almacenamiento en humedad relativa de 75 % en tratamiento de boldo

Se caracteriza por formar conidios en una estructura ramificada semejante a un pincel que termina en células conidiógenas llamadas fiálides. Si hay sólo un verticilo de fiálides el pincel es monoverticilado. Las ramificaciones de un pincel polivericilado son ramas,

rámulas, métulas y fiálides. Los conidios generados en fiálides suelen llamarse fialoconidios para indicar su origen.

En la fiálide, al dividirse el núcleo, se extiende simultáneamente el extremo apical que luego se estrangula separando a la espora recién formada (Carrillo, 2003).

Los conidióforos generalmente son conspicuos, hialinos, rugosos o lisos, septados, con una serie de ramificaciones que le dan la estructura característica de un cepillo (Figura 65), con típicas fialidas hialinas. Los conidios son unicelulares, esféricos u ovoides, lisos o rugosos y de color brillante, por lo general un tono de azul/verde (Warham *et al.*, 1996).

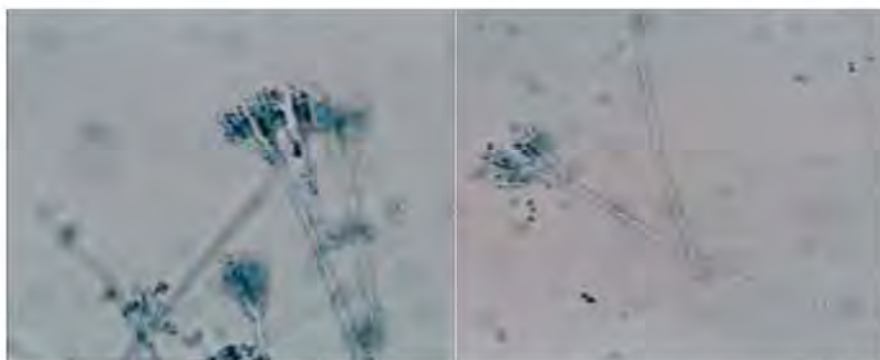


Figura 65. Vista de *Penicillium* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2

E) Rhizopus. La colonia en la semilla se extiende con rapidez por medio de estolones con abundante micelio gris suelto. Los estolones producen numerosos esporangióforos de color café y rizoide, son hialinos y se tornan de color café hacia los nudos cerca de los cuales puede haber una septa. A menudo se le llama mohó de alfiler por que los esporangios parecen cabezas negras de alfileres y están ampliamente entremezclados en el micelio algodonoso (Warham *et al.*, 1996).

Los esporangióforos surgen individualmente o en pequeños grupos de los nudos de los estolones; son de color café, lisos o finamente rugosos, no septados; miden 1000-3500 μm de largo y hasta 34 μm de ancho. Los esporangios son esféricos, inicialmente blancos y más tarde negros; miden 100-350 μm de diámetro y tienen numerosas esporas.

Las columelas son de color café claro, subesféricas; miden 63-224 x 70-140 μm y tienen forma de paraguas después de la dehiscencia (Figura 66).

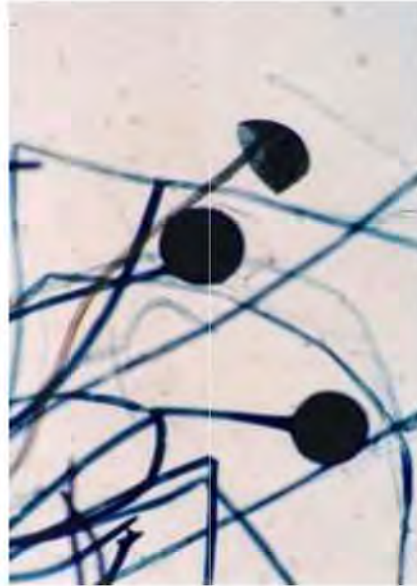


Figura 66. Vista de *Rhizopus* en microscopio compuesto marca Olympus B-H2

Las esporangiosporas son amarillentas o de color café diluido, esférica u ovalada con estrías longitudinales; miden 5-8 x 20-26 μm (Warham *et al.*, 1996).

CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos en el presente trabajo se concluye lo siguiente:

- El efecto de quitosán como recubrimiento del grano de maíz en concentración de 1 % con peso molecular bajo, evaluado en periodos de 6, 12, 24, 48, 96, 192 y 384 horas no mostro efecto alguno en la mortalidad del adulto de *S. zeamais*. En consecuencia este tratamiento reportó altos índices de emergencia, provocando así un mayor número de grano dañado.
- El boldo en concentración de 1 % evaluado en grano de maíz en periodos de 6, 12, 24, 48, 96, 192 y 384 horas, presentó efecto insecticida en el control de *S.zeamais*, al reportar una mortalidad de 95 % a las 19 horas, no se tiene emergencia alguna y en consecuencia no hay grano dañado, por lo que este tratamiento evaluado resulta efectivo para contrarrestar la pérdida de granos que son atacados por esta plaga durante su almacenamiento.
- Al evaluar el tratamiento de Quitosán + Boldo en concentraciones de 1 % evaluado en grano de maíz en periodos de 6, 12, 24, 48, 96, 192 y 384 horas, se encontró una actividad insecticida para el control de *S.zeamais*, atribuyendo este efecto en su totalidad al boldo.
- En la determinación de efecto de boldo en concentración de 1 % evaluado en grano de maíz infestado en periodos de 6, 12, 24, 48, 96, 192 y 384 horas, se presentan efectos insecticidas. El boldo presentó efecto en la inhibición del desarrollo de *S.zeamais* después de la oviposición.
- De los hongos de campo que se presentaron durante el periodo de almacenamiento de 100 días a humedad relativa de 75 %, el tratamiento de quitosan a concentración de 1 % de bajo peso molecular presentó un efecto fungistático para el *F. moniliforme*, mientras que para la humedad relativa de 85 % el efecto fungistático se presenta en los tratamientos de boldo, Quitosán y Quitosán + boldo.

-
- El tratamiento evaluado en el desarrollo de hongos de almacén que presentó efectos fue el Qitosán de bajo peso molecular + Boldo en concentraciones de 1 %, encontrando que para las especies *E. chevalieri*, *E. herbariorum* y *E. repens* la actividad antifúngica se presentó hasta 100 días de almacenamiento. Para una humedad relativa de 85 % el efecto fungistático para *E. chevalieri*, *E. herbariorum* y *E. repens* el tratamiento de boldo resultó ser el mejor a una concentración de 1 % hasta por 40 días.
 - Para la especie de *A. penicilloide* el tratamiento de boldo a una concentración de 1% presenta efecto de inhibición durante los 100 días de almacenamiento a humedades relativas de 75 y 85 %.
 - En el caso de *Aspergillus flavus* se presentó un efecto fungicida en los tratamientos evaluados a humedad relativa de 75 % en Qitosán de bajo peso molecular y Boldo a concentraciones de 1 % por un periodo de 100 días de almacenamiento. Para una humedad relativa de 85% el efecto fungicida es presentado por qitosán de bajo peso molecular a una concentración de 1% hasta por 100 días.

RECOMENDACIONES

Con base en los resultados obtenidos en el presente trabajo se recomienda lo siguiente:

- Evaluar bajo las mismas condiciones experimentales el quitosán a diferentes pesos moleculares y concentraciones.
- Realizar pruebas sensoriales en el grano de maíz después de haber sido sometidos a diversos tratamientos como en el presente estudio, para verificar que no existan sabores o sensaciones percibidos por el consumidor.
- Realizar estudios que determinen el principio activo del boldo que provoca el efecto insecticida del *S. zeamais*.
- Realizar estudios económicos de viabilidad para la aplicación de quitosán, boldo o Quitosán + Boldo en el control de plagas y hongos que atacan al maíz en la industria.
- Abrir líneas de investigación sobre tratamientos naturales que permitan combatir plagas y hongos del maíz, por considerarse un cereal de suma importancia en el consumo humano.

REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

1. Baños, S. Hernández L, Velázquez del Valle M. , Bosquez E. y Sánchez D. 2005. Quitosano: una alternativa natural para reducir microorganismos postcosecha y mantener la vida de anaquel de productos hortofrutícolas. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha 7: 1-6 p.
2. Barnett, H.L. y Hunter, B. B. 1998. Illustrated general of imperfect fungi. APS PRESS. Minnesota. 217 p.
3. Boldo,” Generalidades”; 2011. Disponible en: <http://diario.boabom.org/2009/04/el-boldo-un-profesor-invisible-de-boabom/>
4. Bucio, C.M., Luna, H. A., Anguiano, G. L. y Guzmán, D. A. 2003. Effect of Plant Growth Regulators on Mycotoxigenic *Aspergillus* spp. in vitro. Revista Mexicana de Fitopatología v. 23.
5. Caprile, M. G. 2005. Obtención y utilización de quitina y quitosano a partir de desechos de crustáceos. In: International Solid Waste Association. Hacia un sistema integral de gestión de residuos sólidos urbanos. Copenhagen, ISWA, Buenos Aires, 6-10 p.
6. Carrillo, L. 2003. Los hongos de los alimentos y forrajes. Universidad Nacional de Salta Argentina. 1-118 p.
7. CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo) 2007. Manual de plagas en granos almacenados y tecnologías alternas para su manejo y control. García L., Espinosa C. y Bergvinson D., Unidad de Entomología, Programa Global de Maíz, Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo Int.; México. 2-8p.
8. Christensen C.M. y Kufmann H. H. 1969. Grain storage: the role of fungi in quality loss. University of Minnesota Press. Minneapolis . 153 p.
9. Covarrubias C. e Hidalgo H. 2006. Evaluación del efecto del quitosán como cubriente en granos de maíz, en la mortalidad, ovoposición y emergencia de *Sitophilus zeamais* y como antifúngico en hongos de campo y almacén *in Vitro*. FESC, UNAM. Tesis de Licenciatura Ingeniería en Alimentos. México. 106 p.
10. Díaz G. E. 1985. Actividades de aceites vegetales para proteger maíz almacenado contra gorgojo *Sitophilus zeamais* Motschulsky. Colegio de Postgraduados; Instituto de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas. Tesis de maestría en ciencias; Chapingo, México.14, 16, 17, 18 p.
11. Doyle M., Beuchat L., Montville T. 2001. Microbiología de alimentos. editorial acribia; España. 427-436 p.
12. Durán, L. 2005. Evaluación de la producción y productividad en biomasa aérea de boldo (*Peumus boldus* Mol.) en un bosque esclerófilo de la comuna de María pinto, provincia de melipilla, región metropolitana. Tesis de Licenciatura Universidad de Chile. 3-12 P.
13. FAO, 1993. El maíz en la nutrición humana. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/t0395s/T0395s05.htm>

-
14. FAO, 2001. El maíz en los trópicos: mejoramiento y producción. Disponible en : <http://www.fao.org/docrep/003/x7650s/x7650s00.htm>
 15. FIRA, 2010. Maíz : Panorama agroalimentario. Fideicomisos instituidos en relación con la agricultura. Disponible en : <http://es.scribd.com/doc/48675834/Maiz-2010>
 16. García, F. D. 1989. Plagas y enfermedades de las plantas cultivadas; 8ª ed. ediciones Mundi Prensa. Madrid. 277 p.
 17. González, U. 1995. El maíz y su conservación. 1ª ed, editorial Trillas, S. A. de C. V México. 30, 33, 34, 38, 45, 46, 47, 66, 67, 132, 133, 137, 138, 139, 150, 177, 178, 179, 188, 196, 288, 292, 293, 294, 301 p.
 18. Guevara M, Urcia F, Casquero J. 2007. Manual de procedimientos y técnicas de laboratorio para la identificación de los principales hongos oportunistas causantes de micosis humanas. Instituto Nacional de Salud Lima. 63, 64 p.
 19. Hosney R. C. 1991. Principios de ciencia y tecnología de los cereales. editorial Acribia, S. A, Zaragoza, España. 10, 109, 116, 117, 124, 125, 126 p.
 20. ISTA 2010. The International rules for seed testing. Bassesdorf, Suiza.
 21. Jasso, Y. 1998. Actividad insecticida de polvos vegetales sobre gorgojo del maíz *Sitophilus zeamais* Motschulsky. Universidad Autónoma de San Luis Potosí; Tesis de Maestría en ciencias Agropecuarias; San Luis Potosí, México, Mayo. 6, 8 p.
 22. Juárez F. B. 1998. Especies Silvestres de la familia Compositae con actividad sobre gorgojo del maíz *Sitophilus zeamais* Motschulsky. Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Facultad de Agronomía; tesis de maestría en Ciencias Agropecuarias; San Luis Potosí, México. 2, 3, 4, 6, 7 p.
 23. Klich, A. K. 2002. Identification of common *Aspergillus* species; CBS. The Netherlands. 28-78 p.
 24. Langer R. H. M. 1987. Plantas de interés agrícola”; editorial acribia; España. 46-56 p.
 25. Lara S., Bergvinson D. 2007. Manual de plagas en granos almacenados y tecnologías alternativas para su manejo y control. CIMMYT. 2-53 p.
 26. Larez, C. 2008. Algunas potencialidades de la quitina y el quitosano para usos relacionados con la agricultura en Latinoamérica. Revista UDO Agrícola 8. 1-22 p.
 27. Lauzardo A., Bautista S., Velazquez M., Rodriguez S., Corona M., Solano A., Bosquez E. 2005. Potencial del quitosano en el control de enfermedades postcosecha. Revista Mexicana de Fitopatología, Vol. 23 número 2. México. 198-205 p.
 28. López V. 1991. Especies vegetales del noroeste de México para el control del gorgojo *Sitophilus zeamais* Motschulsky en maíz almacenado. Universidad Autónoma de Nuevo León; Facultad de Agronomía, Subdirección de Estudios de postgrado; tesis de maestría en ciencias en producción agrícola. 29 p.
 29. Luna, M. M. 2004. Actividad insecticida e insectistática de quitosán y derivados sobre *Sitophilus zeamais* Motschulsky (coleóptera; curculionidae). Tesis de Licenciatura. Universidad de Concepcion Chile. 70-71p.
-

-
30. Llanos M. 1984. El maíz su cultivo y aprovechamiento. ediciones Mundi-Prensa; Esp. Madrid; 63, 64, 229, 231, 244, 245 p.
 31. Martínez, M. 1990. Las plantas medicinales de México. Editorial botas. México. 49-50 p.
 32. Maxwell F. y Jennings P. R. 1984. Mejoramiento de plantas resistentes a insectos. 1ª ed. edit. Limusa; México. 423 p.
 33. Mazzani C, Borges, O., Luzon O. Barrientos V. y Quijada P. 2000. *Fusarium moniliforme*, fumonisinas y *Aspergillus Flavus* en granos de híbrido de maíz en el Estado Guarico, Venezuela; FONACIT. 185-195 p.
 34. Moreno E. y Ramírez J. 1991. El combate de los hongos de almacén. Folleto Técnico en Conservación de Granos. México. Volúmen 2. 39-60 p.
 35. Moreno M. E. 1988. Manual para la identificación de hongos en granos y sus derivados. UNAM, México. 11-104 p.
 36. National Academy of Sciences, 1982. Manejo y control de plagas de insectos. Editorial Limusa; México; pág.: 29
 37. Nuñez, P. 2005. Control de *Sitophilus zeamais* Motschulsky con polvos de *Chenopodium ambrosoides* L. y *Peumus boldus* Mol, solos y en mezcla con carbonato de calcio. Facultad de Agronomía de la Universidad de Concepción. Tesis de Licenciatura. Chile. 43 p.
 38. Ortiz A. 1992. Manual de Procedimientos para el Análisis de Aflatoxinas. Serie Sanidad Vegetal, Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos. México. pp. 33-42
 39. Pachón R. C. y Zapata J. C. 1999. Identificación de hongos en semillas almacenadas de maíz y frijol. Revista de Fitopatología; n°23.
 40. Páez L. A. 1987. El uso de polvos vegetales e inertes minerales como una alternativa para el combate del gorgojo de maíz *Sitophilus zeamais* Motschulsky en maíz almacenado. Colegio de postgraduados; Instituto de Enseñanza e Investigación en ciencias Agrícolas; Centro de Entomología; Tesis de Maestría en Ciencias. México. 12, 13, 16, 17, 18 p.
 41. Prada, G.L., Crespín, G.D., Miranda R. y Katime I. 2004. Caracterización de quitosano por viscosimetría capilar y valoración potenciométrica. Revista Iberoamericana de polímeros v. 5(1). 2-16 p.
 42. Parsons, B. D. 1991. Maíz"; editorial trillas; México. 11-16, 46-50 p.
 43. Pascual A. 1992. Microbiología alimentaria. editorial Díaz de Santos. España. 99-106 p.
 44. Pedroso, A.T., Ramírez, M.A., Cardenas, T.M., 2005. Efecto de la Quitosana en la inducción de la actividad de enzimas relacionadas con la defensa y protección de plántulas de arroz (*Oryza sativa* L.) contra *Pyricularia grisea* Sacc. Revista mexicana de fitopatología v. 24 (1). 1-7 p.
 45. Peniche, C. 2006. Estudios sobre Quitina y Quitosana. Tesis Doctoral. Universidad de la Habana.
-

-
46. Peral, 2001. Elementos valiosos en los residuos de industrias transformadoras de productos de la pesca: Quitina-Quitosano y sus aplicaciones. Disponible en: <http://www.subproductos.com/2001/0501ap.html>.
 47. Pérez F., Silva G., Tapia M. y Hepp R. 2007. Variación anual de las propiedades insecticidas de *Peumus boldus* sobre *Sitophilus zeamais*. Pesq. Agropec. Bras; Brasilia; v. 42; n. 5. 633-639 p.
 48. Ramírez G. M. 1984. Almacenamiento y conservación de granos y semillas. CIA editorial continental, S. A. de C. V. México. 16, 53 p.
 49. Sauer, D. B. 1992. Microflora. Storage of cereal grains and their products. 4a. edición. St Paul, Editorial American Association of cereal Chemist, Inc. 339 p.
 50. San Martín J. y Doll U. 1998. *Peumus boldus* Mol. Una especie silvestre promisor. studia Botánica, Vol. 17. Chile.109-118 p.
 51. Sánchez R. 1978. Producción de granos y forrajes. 2ª ed.; editorial Limusa, México 9 p.
 52. Serna S. O. 2001. Química, almacenamiento e industrialización de los cereales. AGT editores México. 1-17 p.
 53. SIAP, Servicio de información agroalimentaria y pesquera;” Situación actual y perspectivas del maíz en México; 2010. Disponible en: http://w4.siap.gob.mx/sispro7IndModelos/SP_AG/Maíz/Descripciom.pdf.
 54. SIAP, Servicio de información agroalimentaria y pesquera;”Produccion de maíz por estado”; 2011. Disponible en: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=con_wrapper&view.
 55. Silliker J.H.;” Ecología Microbiana de los Alimentos (Productos Alimenticios); Vol. II ICMSF: editorial Acirbia; España; 1985: pág. 682-707.
 56. Silva G., Pizarro D., Casals P. y Berti M.; “Evaluación de plantas medicinales en polvo para el control de *Sitophilus zeamais* Motschulsky en maíz almacenado”; Revista bras. Agrociencia; v.9; n.4, p. 383-388; out- dez, 2003.
 57. Silva G., González P., Hepp R. y Casals P.; “Control de *Sitophilus zeamais* Motschulsky con polvos inertes”; publicado como ensayo en Agrociencia 38: 529-536. 2004.
 58. Silva G., Orrego O., Hepp R. y Tapia M.; “Búsqueda de plantas con propiedades insecticidas para el control de *Sitophilus zeamaiz* en maíz alamacenado”; revista bras. Agrociencia; v.40; n.1, p. 11-17; 2005.
 59. Triste C. E. 2003. Evaluación de polvos de origen vegetal y mineral para el control de gorgojo de maíz *Sitophilus zeamais* Motsch en maíz almacenado en Texcoco Estado de México. Universidad Autónoma Chapingo; Departamento de Parasitología Agrícola; tesis profesional para el titulo de Ing. Agrónomo especialista en parasitología agrícola; Chapingo, México. 8, 9, 21 p.
 60. Vega V. D. , Ramírez M. P. 2004. Situación y Perspectiva del maíz en México. Tesis de Licenciatura; Universidad Autónoma Chapingo. 5-52 p.
-

-
61. Valdebenito G., Campos J., Larrain O., Aguilera M., Kahler C., Ferrando M., García E., Sotomayor G.; “ Boletín Divulgatorio No, 2: *Peumus boldus* Mol.”; FONFEF; 2003; pág. 3-7.
 62. Warham, E.J., Butler, L.D. Y Sutter B. C.;” Ensayos para la semilla de maíz y de trigo: Manual de laboratorio”; CIMMYT; 1996; pág. 5-66.
 63. Webster, J., Weber R. 2009. Introduction to fungi. United Kingdom at the University Prees, Cambridge. USA. 841 p.