



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

**DETERMINACIÓN DE LA FUENTE DE INOCULO DE *Claviceps gigantea*  
PARA LA EXPRESIÓN DE DIENTE DE CABALLO EN EL HIBRIDO FAISÁN**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

**INGENIERO AGRÓNOMO FITOTECNISTA**

PRESENTA

**DANIA GONZÁLEZ BOBADILLA**

ASESOR

**DR. JESÚS RICARDO SÁNCHEZ PALE**

CAMPUS UNIVERSITARIO “EL CERRILLO”, EL CERRILLO  
PIEDRAS BLANCAS, MUNICIPIO DE TOLUCA, ESTADO DE MÉXICO. MARZO  
DE 2020.



# ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS .....	iv
ÍNDICE DE CUADROS .....	vii
RESUMEN .....	viii
ABSTRACT .....	ix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS .....	3
1.1 General.....	3
1.2 Específicos .....	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
3.1 Cultivo de maíz .....	4
3.2 Partes de una planta de maíz.....	6
3.2.1 Raíz .....	6
3.2.2 La arquitectura de la raíz del maíz .....	7
3.2.3 Tallo.....	7
3.2.4 Hoja .....	8
3.2.5 Flor .....	8
3.2.6 Grano.....	9
3.3 Determinación de las etapas de desarrollo del maíz .....	11
3.4 Etapas vegetativas .....	12
3.4.1 Germinación y emergencia (VE) .....	12
3.4.2 Etapas vegetativas tempranas (de V1 a V5) .....	14
3.4.3 Etapas vegetativas intermedias (de V6 a V11) .....	16
3.4.4 Etapas vegetativas tardías (de V12 a VT) .....	18
3.4.5 La transición del desarrollo vegetativo al desarrollo reproductivo (de VT a R1) .....	19
3.5 Etapas reproductivas.....	20
3.5.1 Etapa de aparición de los estigmas (R1) La R1.....	20
3.5.2 Etapa de “blíster” (R2) La R2 .....	20
3.5.3 Etapa de grano lechoso (R3) La R3 .....	22
3.5.4 Etapa de grano pastoso (R4) La R4.....	22
3.5.5 Etapa de grano dentado (R5) La R5 .....	23
3.5.6 Madurez fisiológica (R6) La R6 .....	24
3.6 Genética del maíz.....	25

3.7	Suelo .....	25
3.8	Fertilización .....	25
3.9	Importancia del maíz en México .....	27
3.10	Producción internacional.....	29
3.11	Producción nacional.....	31
3.11.1	Exportaciones.....	32
3.11.2	Importaciones .....	33
3.11.3	Perspectiva nacional de maíz blanco .....	34
3.12	Producción de maíz en el Estado de México .....	35
3.13	Enfermedades del maíz .....	37
3.13.1	Pudrición de tallo por <i>Pythium</i> spp. ....	37
3.13.2	Pudriciones de tallo por <i>Gibberella</i> y <i>Fusarium</i> . ....	38
3.13.3	Carbón de la espiga <i>Sporisorium reilianum</i> . ....	39
3.13.4	Mancha café (peca) <i>Physoderma maydis</i> .....	40
3.13.5	Roya común <i>Puccinia sorghi</i> . ....	42
3.13.6	Complejo mancha de asfalto <i>Phyllachora maydis</i> y <i>Monographella maydis</i> . ....	42
3.13.7	Tizón foliar por <i>Turcicum</i> spp. ....	44
3.13.8	Antracnosis foliar .....	45
3.13.9	Mancha foliar por <i>Septoria maydis</i> . ....	46
3.13.10	Pudrición de mazorca por <i>Penicillium</i> spp. ....	47
3.13.11	Pudrición de mazorca por <i>Aspergillus</i> spp. ....	48
3.13.12	Pudrición de mazorca por <i>Nigrospora</i> . ....	49
3.13.13	Pudrición gris de mazorca <i>Physalospora zea</i> . ....	50
3.13.14	Carbón común <i>Ustilago maydis</i> . ....	51
3.14	Diente de caballo, o cornezuelo del maíz ( <i>Claviceps gigantea</i> ).....	52
3.14.1	Sintomatología.....	53
3.14.2	Características morfológicas.....	53
3.14.3	Diseminación.....	53
3.14.4	Control.....	54
3.15	Taxonomía de Diente de caballo <i>Claviceps gigantea</i> , <i>Sphacelia</i> spp. (Leveillé, 1827)	54
3.16	Ciclo de vida de <i>Claviceps</i> spp. ....	55
3.17	Inoculación .....	56
3.18	Tipos de inóculo de <i>Claviceps gigantea</i> .....	56
3.18.1	Microconidios.....	56
3.18.2	Ascosporas .....	57

<b>3.19</b>	<b>¿Qué es un híbrido? .....</b>	<b>57</b>
<b>3.19.1</b>	<b>Ventajas y desventajas del uso de híbridos de maíz.....</b>	<b>58</b>
<b>3.19.2</b>	<b>Características del híbrido Faisán.....</b>	<b>59</b>
<b>IV.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>60</b>
<b>3.20</b>	<b>Ubicación del experimento.....</b>	<b>60</b>
<b>3.21</b>	<b>Fase laboratorio: Preparación del inóculo a base de microconidios y ascas .....</b>	<b>60</b>
<b>3.22</b>	<b>Fase de campo .....</b>	<b>63</b>
<b>3.23</b>	<b>Variables a evaluar.....</b>	<b>67</b>
<b>3.24</b>	<b>Diseño experimental .....</b>	<b>68</b>
<b>V.</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>69</b>
<b>VI.</b>	<b>DISCUSIÓN.....</b>	<b>77</b>
<b>VII.</b>	<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>82</b>
<b>VIII.</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>83</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Producción de maíz por país.....	6
<b>Figura 2.</b> Flor femenina que muestra estigmas emergentes.....	9
<b>Figura 3.</b> Partes del grano y/o semilla de maíz.....	10
<b>Figura 4.</b> Etapas de la línea lechosa en maíz.....	11
<b>Figura 5.</b> Etapas vegetativas y reproductivas del maíz.....	12
<b>Figura 6.</b> Variaciones diferentes en la profundidad de siembra que muestran la ubicación del coleóptilo, corona, longitud del mesocotilo y raíz principal.....	13
<b>Figura 7.</b> Plántula de maíz emergida.....	14
<b>Figura 8.</b> Disección de una planta en etapa V3.....	15
<b>Figura 9.</b> Desarrollo de raíces en planta de maíz.....	16
<b>Figura 10.</b> Planta de maíz que muestra la relación de crecimiento con la superficie del suelo y los brotes de la mazorca.....	16
<b>Figura 11.</b> Tallo de maíz que muestra el desarrollo principal, elongación y ubicación de la raíz principal.....	17
<b>Figura 12.</b> Parte del tallo con la panoja visible en la etapa V7.....	18
<b>Figura 13.</b> Disección de una planta en la etapa V18.....	19
<b>Figura 14.</b> Crecimiento de la panoja desde la V7 hasta la VT.....	19
<b>Figura 15.</b> Corte transversal de una mazorca en etapa R2 que muestra granos y gluma.....	21
<b>Figura 16.</b> Mazorcas en etapa R2.....	21
<b>Figura 17.</b> Granos de una planta en etapa R3.....	22
<b>Figura 18.</b> Mazorca de una planta en etapa R4.....	23
<b>Figura 19.</b> Granos de una planta en etapa R5.....	23
<b>Figura 20.</b> Formación de la capa de abscisión negra.....	24
<b>Figura 21.</b> Principales países productores de maíz en miles de toneladas (2009-2019).....	30
<b>Figura 22.</b> Principales países importadores de maíz en miles de toneladas (2009-2019).....	31
<b>Figura 23.</b> Exportaciones mensuales de maíz blanco en miles de toneladas (2009-2019).....	33
<b>Figura 24.</b> Importaciones mensuales de maíz blanco en miles de toneladas (2009-2019).....	34
<b>Figura 25.</b> Producción de maíz en miles de toneladas.....	36
<b>Figura 26.</b> Pudrición de tallo por <i>Pythium</i> spp.....	38
<b>Figura 27.</b> Pudrición de tallo por <i>Fusarium moniliforme</i> .....	38
<b>Figura 28.</b> Pudrición de tallo por <i>Gibberella zaeae</i> .....	39
<b>Figura 29.</b> Espigas de maíz afectadas por carbón de la espiga.....	40
<b>Figura 30.</b> Mancha café en hojas de maíz.....	41
<b>Figura 31.</b> Lesiones color café en tallo y entrenudos causada por mancha café.....	41
<b>Figura 32.</b> Daño ocasionado en hojas de maíz por <i>Puccinia sorghi</i> .....	42
<b>Figura 33.</b> Mancha de asfalto presente en hojas de maíz.....	43

<b>Figura 34.</b> Bordes necróticos ocasionados por mancha de asfalto.....	43
<b>Figura 35.</b> Germinación de granos en la punta de la mazorca. ....	44
<b>Figura 36.</b> Lesiones necróticas alargadas en hojas .....	45
<b>Figura 37.</b> Manchado total en hojas de maíz .....	46
<b>Figura 38.</b> Hojas de maíz irregulares, con márgenes de color amarillo a café rojizo. ....	46
<b>Figura 39.</b> Necrosis en las áreas afectadas <i>Septoria maydis</i> . ....	47
<b>Figura 40.</b> Olote color verde producido por <i>Penicillium spp.</i> .....	48
<b>Figura 41.</b> Color amarillento y rayas visibles en el pericarpio del grano. ....	48
<b>Figura 42.</b> Daño causado por <i>Aspergillus spp</i> que cubren los granos y el olote o raquis. .....	49
<b>Figura 43.</b> Grano de maíz cubierto por esporas. ....	50
<b>Figura 44.</b> Granos manchados por <i>Nigrospora oryzae</i> . ....	50
<b>Figura 45.</b> Pudrición de mazorca ocasionado por pudrición gris.....	51
<b>Figura 46.</b> Infección de <i>Ustilago maydis</i> en tallo. ....	52
<b>Figura 47.</b> Granos de maíz infectados por <i>Ustilago maydis</i> . ....	52
<b>Figura 48.</b> Ciclo de vida de <i>Claviceps purpurea</i> (Sosa, 2015). ....	55
<b>Figura 49.</b> Características de planta y grano en híbrido Faisán®. ....	59
<b>Figura 50.</b> Mazorca de maíz variedad Faisán®. ....	59
<b>Figura 51.</b> Ubicación del experimento. ....	60
<b>Figura 52.</b> 125 gramos de papa para elaboración de inoculo. ....	61
<b>Figura 53.</b> Cuantificación de microconidios en una cámara de Neubauer con aumento a 40x.....	61
<b>Figura 54.</b> Micropipeta con suspensión de ascosporas y microconidios. ....	62
<b>Figura 55.</b> Desinfestación de esclerocios germinados, estípites y cabezuelas.....	62
<b>Figura 56.</b> Disoluciones de los concentrados de microconidios a 500,000; 250,00; 100,00 y 50,000.....	63
<b>Figura 57.</b> Cabezuelas de <i>Claviceps gigantea</i> . ....	63
<b>Figura 58.</b> Aspecto de Microconidios 40x.....	63
<b>Figura 59.</b> Aspecto de Ascosporas 40x.....	63
<b>Figura 60.</b> Inoculación de plantas por medio de la técnica de inyección con microconidios y ascosporas.....	64
<b>Figura 61.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 250,000 ascosporas. ....	65
<b>Figura 62.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 100,000 ascosporas. ....	65
<b>Figura 63.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 500,000 microconidios. ....	65
<b>Figura 64.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 500,000 ascosporas. ....	65
<b>Figura 65.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 250,000 microconidios. ....	66
<b>Figura 66.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 50,000 ascosporas. ....	66
<b>Figura 67.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 50,000 microconidios. ....	66
<b>Figura 68.</b> Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 100,000 microconidios. ....	66
<b>Figura 69.</b> Escala diagramática arbitraria de severidad de <i>Claviceps gigantea</i> en maíz. .....	67
<b>Figura 70.</b> Nivel de severidad (%) de <i>C. gigantea</i> en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, con diferentes concentraciones de ascosporas.....	75

<b>Figura 71.</b> Nivel de Severidad (%) de <i>C. gigantea</i> en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, con diferentes concentraciones de microconidios. ....	75
<b>Figura 72.</b> Incidencia (%) en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, inoculadas con diferentes concentraciones de microconidios.....	76
<b>Figura 73.</b> Incidencia (%) en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, inoculadas con diferentes concentraciones de ascosporas. ....	76
<b>Figura 74.</b> Grafica de temperaturas y humedad durante ciclo 2018. ....	77
<b>Figura 75.</b> Presencia de esclerocios en concentraciones de 250,000 ascosporas.....	78
<b>Figura 76.</b> Presencia de esclerocios en concentraciones de 100,00 ascosporas.....	78
<b>Figura 77.</b> Poca presencia de esclerocios en concentración de 500,000 ascosporas. ....	78
<b>Figura 78.</b> Presencia de esclerocios en concentraciones de 50,000 ascosporas.....	78
<b>Figura 79.</b> Presencia de signos (esclerocios) a los 40 días de inoculación .....	79
<b>Figura 80.</b> Presencia de <i>Claviceps gigantea</i> en la parte apical de la mazorca. ....	79
<b>Figura 81.</b> Esclerocios presentes en dosis 250,000 microconidios. ....	79
<b>Figura 82.</b> Esclerocios presentes en dosis 500,000 microconidios. ....	79
<b>Figura 83.</b> Comparación de una mazorca sana con una mazorca totalmente infectada. ....	80
<b>Figura 84.</b> Esclerocios presentes en dosis 50,000 microconidios. ....	80

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Resultado del análisis de varianza para la variable incidencia considerando los dos tipos de inóculo.....	70
<b>Cuadro 2.</b> Separación de medias para el factor tipo de espora inoculadas en estigmas de maíz variedad Faisán.....	71
<b>Cuadro 3.</b> Separación de medias para el factor dosis de inóculo introducido a estigmas de maíz de la variedad Faisán®. ....	72
<b>Cuadro 4.</b> Separación de medias del daño causado por ascosporas.....	73
<b>Cuadro 5.</b> Separación de medias del daño causado por microconidios. ....	74



## RESUMEN

### DETERMINACIÓN DE LA FUENTE DE INOCULO DE *Claviceps gigantea* PARA LA EXPRESIÓN DE DIENTE DE CABALLO EN EL HIBRIDO FAISÁN

Dania González Bobadilla. Ingeniero Agrónomo Fitotecnista. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas.

Asesor: <sup>1</sup>Dr. Jesús Ricardo Sánchez Pale.

<sup>1</sup>Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas. Campus Universitario El Cerrillo, El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, México. Código Postal 50200. Tel. (fax) 2-96-55-29 y 2-96-55-31 [jrsanchezp@uaemex.mx](mailto:jrsanchezp@uaemex.mx)

El hongo *Claviceps gigantea* ha incrementado su incidencia y daños de forma considerable en la región del Valle de Toluca. Se ha evidenciado su presencia en plantaciones de maíces híbridos susceptibles que se establecen a una altura que va desde los 2,000 a los 2,800 msnm, especialmente en las parcelas de los programas de alta productividad. El presente trabajo tuvo por objetivo identificar la fuente de inóculo para la expresión de *Claviceps gigantea* en el híbrido Faisán® con diferentes concentraciones de ascosporas y microconidios (500,000; 250,000; 100,000 y 50,000). El trabajo se desarrolló en dos etapas, la primera se realizó en laboratorio donde se obtuvieron las soluciones con las diferentes dosis, la segunda etapa fue en campo con la inoculación en plantas consideradas idóneas para inocularse por medio de la técnica de inyección. Para cada tipo de concentración se utilizaron 5 ml por planta. Los resultados indicaron que la fuente de inóculo a base de ascosporas con una dosis de 100,000 fue la que indujo el mayor nivel de incidencia y severidad de diente de caballo; de tal forma que la incidencia se expresó en un 50% más de mazorcas afectadas, así mismo fue la que propició la formación de esclerocios a los 40 días, por lo que este tipo de espora evidenció su capacidad de generar nuevo inóculo así como estructuras reproductivas y/o de reposos en un menor tiempo.

**Palabras clave:** diente de caballo, maíz, fuente de inóculo.

## ABSTRACT

### DETERMINATION OF THE SOURCE OF INOCULUM OF *Claviceps gigantea* LEADING TO THE EXPRESSION OF HORSE'S TOOTH IN THE FAISÁN HYBRID

Dania González Bobadilla. Ingeniero Agrónomo Fitotecnista. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas.

Asesor: <sup>1</sup>Dr. Jesús Ricardo Sánchez Pale.

<sup>1</sup>Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas. Campus Universitario El Cerrillo, El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, México. Código Postal 50200. Tel. (fax) 2-96-55-29 y 2-96-55-31 [jrsanchezp@uaemex.mx](mailto:jrsanchezp@uaemex.mx)

The incidence and damage caused by the fungus *Claviceps gigantea* has increased considerably in the Toluca Valley region. It has been reported in fields of susceptible maize hybrids at altitudes from 2,000 to 2,800 masl, especially in plots under high productivity programs. The objective of this study was to identify the source of the inoculum leading to the expression of *Claviceps gigantea* in the Faisán® hybrid, evaluating different concentrations of ascospores and microconidia (500,000; 250,000; 100,000 and 50,000). The study consisted of two stages. The first was performed in the laboratory, to obtain solutions at the different experimental doses, and the second was performed in the field, where plants that were considered ideal for inoculation were inoculated using the injection technique. For each inoculum type and concentration, 5mL were injected per plant. The results showed that the source of inoculum was ascospores, and 100,000 was the dose that led to the highest incidence and most severe degree of horse's tooth; the incidence of ears affected increased by 50%, and sclerosis formed by 40 days. Thus, this type of spore demonstrated an ability to generate a new inoculum, reproductive structures, and/or spores in a shorter time period.

**Keywords:** horse's tooth, corn, inoculum source

## I. INTRODUCCIÓN

México es centro de origen y de diversificación del maíz (*Zea mays L.*), es una especie emblemática desde el punto de vista alimentario, político, económico y social; además es considerado el cultivo más importante del País (SIAP, 2007).

Es un alimento básico que provee carbohidratos, a la dieta del consumidor mexicano, tanto en las zonas urbanas y rurales. Adicionalmente, este cultivo tiene un gran valor cultural, representando el origen de la vida en muchas de las cosmologías de los grupos indígenas de México y otros países de América Central. Además, tiene una importancia más allá de México al ser cultivado por agricultores en África y Asia, es un producto comercializado en los mercados mundiales, representa la base de las cadenas agroindustriales y de diferentes productos transformados (FAO, 2007).

Varios estados de la República Mexicana destacan en la producción de maíz, uno de ellos es el Estado de México, donde su cultivo ocupa gran parte de la superficie destinada a la agricultura, ubicándolo en tercer lugar a nivel nacional (Ochoa & Ortega, 2013), además de situarse como uno de los consumidores más importantes; sin embargo, no cubre el total de la demanda debido a la presencia de plagas y en enfermedades presentes en las zonas de los Valles Altos, donde se concentra la mayor producción.

Una de las enfermedades que afecta los rendimientos en las zonas altas de Toluca es el hongo *Claviceps gigantea* que perjudica el aspecto y la germinación de los granos que se encuentran próximos al esclerocio (Fucikovskyy & Moreno, 1971), el daño y signo que causa se le conoce como “diente de caballo”, enfermedad que genera grandes pérdidas en rendimiento y en el ingreso a los productores.

*Claviceps gigantea* se presenta especialmente en híbridos comerciales que se siembran desde los 2,500 a los 2,800 msnm, aunque siempre ha estado presente en los materiales criollos, pero sin generar un daño considerable; de la gran variedad de híbridos que se han introducido a esta zona, destaca Faisán (Asgrow®) por su sensibilidad a *Claviceps gigantea*, aunque se desconoce la causa de esta reacción del genotipo y de los demás híbridos comerciales. Una de las alternativas de control de enfermedades en granos básico

es el uso de variedades con cierto nivel de resistencia. Para caso específico del *C. gigantea* se carecen de tal opción por lo que es imprescindible iniciar estudios al respecto. Uno de los requerimientos necesarios para el desarrollo de estudios de resistencia en diente de caballo es conocer el tipo de inóculo que origina la enfermedad, ya sean los conidios de la fase asexual del hongo o las ascosporas generadas en la cabezuelas de los estípites procedentes de los esclerocios germinados, ante este escenario, la presente investigación pretende determinar la incidencia y severidad de la enfermedad originada con diferentes concentraciones de los dos tipos de inóculo en un genotipo susceptible.

## II. OBJETIVOS

### 1.1 General

Identificar la fuente de inóculo para la expresión de *Claviceps gigantea* en el híbrido Faisán.

### 1.2 Específicos

- Determinar la incidencia y severidad de *Claviceps gigantea* originada con inóculo a base de cuatro concentraciones de ascosporas.
- Delimitar la incidencia y severidad de *Claviceps gigantea* originada con inóculo a base de cuatro concentraciones de microconidios.

### III. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1 Cultivo de maíz

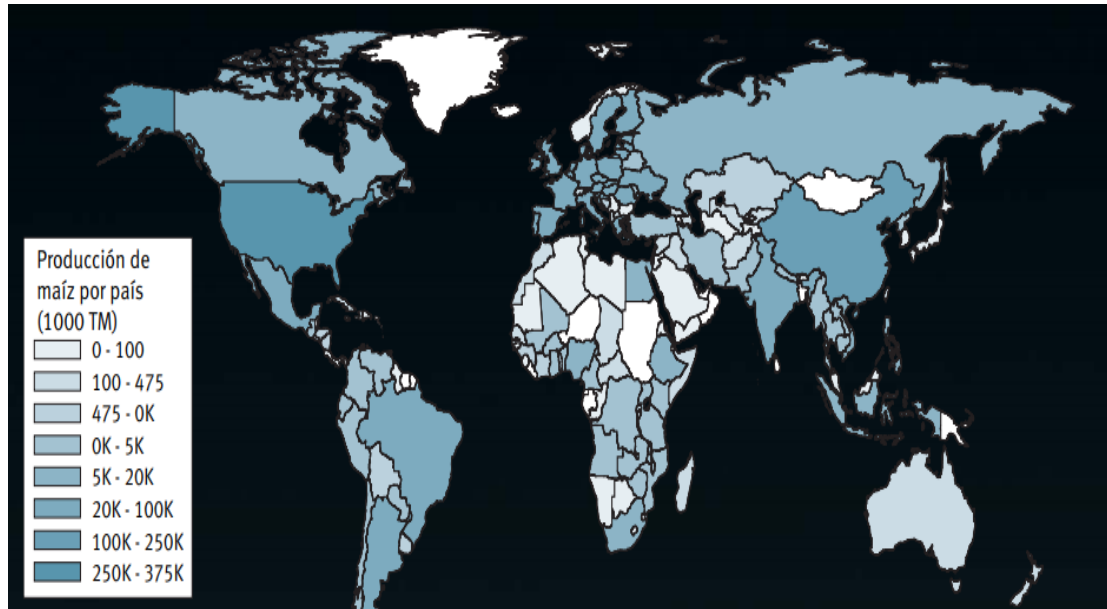
Antes del descubrimiento de América, y en la actualidad, el maíz es la base de la alimentación de los habitantes de México (Kato, 2009). Es la especie vegetal cultivada de mayor importancia socioeconómica en el país, de la cual se tiene una extensa información de tipo agronómico. La influencia del maíz en la alimentación humana, además de ir unido a tradiciones y costumbres locales, se basa en cualidades alimenticias, culinarias y gastronómicas sin nombrar las económicas que lo hace en extensas zonas del mundo y en algunos países el alimento humano más importante (Jugenheimer, 1981).

El cultivo del maíz *Zea mays* se inició, probablemente, con la aparición de la agricultura en el Nuevo Mundo, hace más de ocho mil años. El hombre primitivo consiguió transformar una planta silvestre en el cereal más eficiente que se conoce, por lo que respecta a la conversión de energía solar, dióxido de carbono, agua y minerales del suelo en alimento. Así pues, la intervención del hombre está fuera de toda duda ya que, aunque el maíz sea una planta muy adaptada para la producción de grano, no podría vivir en condiciones naturales al no disponer de un mecanismo adecuado para la difusión de la semilla. El maíz moderno no guarda ningún parecido morfológico evidente con otras plantas del Nuevo Mundo que pueden considerarse como sus antepasados. El origen y domesticación del maíz actual constituye hoy día una cuestión científica controvertida al existir diferentes teorías sobre ello. La teoría con más peso actualmente sostiene que el maíz procede de una planta silvestre llamada teosintle *Zea mexicana*, que crece de forma espontánea en México, Guatemala y Honduras. Respaldando esta teoría existen pruebas de carácter arqueológico y genético, que evidencian que el teosintle, en un intervalo de tiempo que puede variar entre 8 y 15 mil años, fue el antepasado directo del maíz moderno y que su transformación fue debida a la selección realizada por el hombre. Actualmente se estima que existen de 250 a 300 razas distintas de maíz.

El maíz era desconocido en el Viejo Mundo hasta el descubrimiento de América en 1492. Los hombres de Colón lo descubrieron el 6 de noviembre de 1492 cuando exploraron la isla de Cuba al encontrar un grano que los indígenas denominaban ma-hiz, que tenía buen sabor asado, en fresco o bien hecho harina. El maíz fue el verdadero tesoro que encontraron los descubridores, más valioso que las especies que buscaban en su ruta occidental, y el único cereal que se conocía en América antes de su descubrimiento. Era cultivado por los indios en casi todo el continente, constituyendo su alimento básico.

La primera introducción en Europa fue realizada por Colón en el año 1494, a la vuelta de su segundo viaje, de maíces procedentes de Cuba y Haití, realizándose sucesivas introducciones desde México y Perú. Estas últimas demostraron ser las más adaptadas al ambiente europeo. Las primeras siembras de maíz en España se realizaron a comienzos del siglo XVI, extendiéndose en el valle del Guadalquivir y en las provincias de Granada y de Málaga. Posteriormente variedades provenientes de los Balcanes fueron introduciéndose en Italia y en el nordeste de España, razón por la cual al maíz se le denominó popularmente como turco (Chocano, 2010).

El maíz (*Zea mays*, L.), o mazorca de maíz, como se lo conoce en muchas áreas fuera de los Estados Unidos, se cultiva para grano o ensilado en casi 464 millones de acres (188 millones de hectáreas) en todo el mundo. En la última década, el área total de maíz aumentó más de un 20 por ciento, y la mayor parte de ese crecimiento se produjo fuera de los Estados Unidos. Solamente en los Estados Unidos se produce más del 35 por ciento del total de granos de maíz del mundo (Figura 1). Aunque el área total de trigo supera el de maíz, y el área de arroz es casi tan grande como el de maíz, la producción global de maíz (toneladas) supera ampliamente ambas. Por ello, la producción desempeña un papel importante en la agricultura mundial, tanto a nivel económico como agronómico.



**Figura 1.** Producción de maíz por país.

## 3.2 Partes de una planta de maíz

### 3.2.1 Raíz

Una planta de maíz es fasciculada con un potente desarrollo. Tienen tres tipos de raíces que son los siguientes:

- **Seminales:** Nacen en la semilla después de la radícula para afirmar la planta. No son permanentes.
- **Permanentes:** En este grupo están incluidas las principales y secundarias. Estás nacen por encima de las primeras raicillas en una zona llamada corona. Este grupo constituye el llamado sistema radicular principal.
- **Adventicias:** Nacen de los nudos inferiores del tallo y actúan de sostén en las últimas etapas del crecimiento, absorbiendo a la vez agua y sustancias nutritivas.



### **3.2.2 La arquitectura de la raíz del maíz**

La raíz del maíz muestra una estructura radicular compleja comparada con el sistema radicular más simple de otras plantas. En el primer caso, las raíces se forman endógenamente en el embrión y consisten en la raíz primaria y de las raíces escutelares que aparecen durante la germinación. Las raíces escutelares seminales son una parte importante para la captación inicial de agua, nutrientes y para el establecimiento de la plántula en el suelo. Las raíces post-embrionarias se forman después de la germinación y continúan creciendo hasta formar un sistema radicular altamente ramificado en las plantas adultas. El sistema radicular post-embrionario está formado por raíces de corona o nodales (RC) y de raíces aéreas (RA) que surgen tardíamente en los nodos del tallo.

Las raíces laterales (RL) emergen de los diferentes tipos de raíces (Hochholdinger, 2004), las raíces escutelares y las raíces de corona forman la estructura de anclaje de la raíz, mientras que las raíces laterales aumentan el área de absorción en el suelo (Grzesiak, 2009), la raíz primaria aparece después de la germinación y se hace visible cuando rompe la coleoriza (CO), mientras que las (RES) emergen del nodo escutelar (NE). Por otra parte, el desarrollo del sistema radicular post-embrionario se divide en dos etapas:

Temprano y tardío. El primero se caracteriza por dos tipos de raíces: las raíces laterales que emergen de la raíz principal y las raíces escutelares seminales que se forman entre los seis a siete días de edad (d.d.e.) de la plántula. Las raíces de corona aparecen en el primer nodo del coleóptilo (NC) entre los siete a catorce días (Hochholdinger, 2004).

### **3.2.3 Tallo**

Es erguido, sencillo y nudoso. Tiene surcos longitudinales en la parte inferior. Tiene una altura de unos 2 metros (lo más común, aunque hay de mayor altura) con una serie de entrenudos de unos 16 cm. El primer tallo que emerge de la semilla se llama mesocotilo, que se alarga más o menos según la profundidad de siembra, al final de este tallo se forma la corona y luego el tallo final y las raíces (CONACYT, 2019).

### **3.2.4 Hoja**

Las hojas son alternas, abrazadoras, anchas, paralelinervias, lanceoladas y ásperas. Su longitud es de 40-45 cm y 6-8 cm de anchura. El número es constante para cada variedad. La planta tiene de 4 a 5 hojas embrionarias que van protegidas hasta que salen a la superficie por el coleóptilo, que se rompe saliendo la primera hoja (CONACYT, 2019).

### **3.2.5 Flor**

Es una planta monoica, en la cual se distinguen dos tipos de flores: Las flores femeninas, que se encuentran en la axila de algunas hojas (Figura 2), están formando una inflorescencia en espiga rodeada por largas brácteas que la cubren por completo. A la espiga se la llama mazorca y está formada por una serie de espiguillas, cada una de las cuales está formada por dos flores de las cuales la inferior aborta. Por lo tanto, cada espiguilla, en caso de fecundación dará un grano. En el extremo de la mazorca se desarrollan unos estilos largos llamados sedas en los cuales cae el polen y se desarrolla el tubo polínico. La parte central se llama zuro y representa el 15-30% del peso total de la espiga. La flor masculina está en la extremidad del tallo agrupada en panículas que se llaman vulgarmente penachos. Está formada por 3 a 10 filas de espiguillas emparejadas, cada una de ellas compuesta por dos glumas y contiene dos flores con tres estambres cada una siendo las dos flores fértiles. La fecundación es cruzada, cuando se realiza la fecundación con polen de otras variedades puede aparecer granos de coloración diferente (Chocano, 2010).



**Figura 2.** Flor femenina que muestra estigmas emergentes.

### **3.2.6 Grano**

El grano se dispone en hileras longitudinales y hay varios cientos en una mazorca. Es generalmente aplastado en un plano perpendicular al eje de la mazorca, como es el caso de la mayoría de los híbridos actuales. El grano se inserta a la mazorca por el pedúnculo de la flor (CONACYT, 2019).

El grano posee un número de líneas por mazorca de 10 a 22. Un número por línea de 18 a 42.

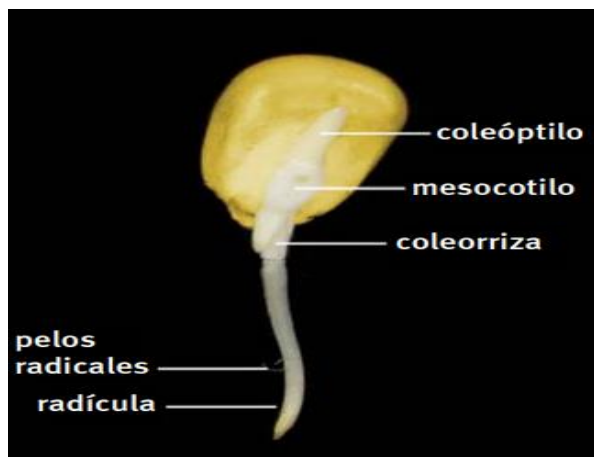
El color del grano de maíz es muy variado pero el más común es amarillo, al igual que su forma que puede ser prismática, ovoidal, liso, picudo.

El grano está formado por las siguientes partes:

- **Pericarpio:** Protege la semilla antes y después de ser sembrada impidiendo la entrada de hongos. La lesión en la cubierta puede inutilizar la semilla.
- **Endospermo amiláceo:** Es la reserva alimenticia del grano, está compuesto por un 90% de almidón, 7% de proteína y el resto son aceites minerales. La función principal consiste en proporcionar alimento energético a la planta joven hasta que sus raíces estén bien desarrolladas y las hojas puedan elaborar sustancias energéticas en cantidad suficientes para satisfacer sus necesidades. En el

endospermo, las proteínas conforman una matriz córnea en cuyo interior se hallan los gránulos de almidón (CONACYT, 2019).

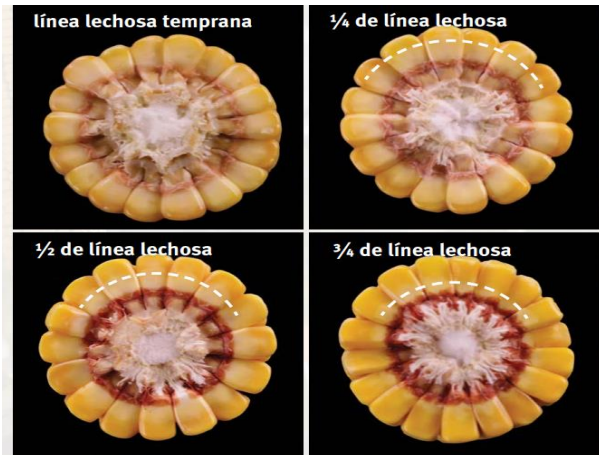
- Embrión: Está formado por el eje embrionario y por el escutelo. El eje embrionario está formado por la plúmula (esbozo de 4-5 hojas) y radícula. El escutelo corresponde al cotiledón (Figura 3).
- Coleóptilo: Vaina protectora que rodea el brote emergente.
- Mesocotilo: Primer nodo interno o parte de la raíz entre el cotiledón y el primer nodo.
- Radícula: Raíz de la semilla o raíz principal.
- Coleorriza: Vaina protectora que rodea la radícula.



**Figura 3.** Partes del grano y/o semilla de maíz.

Se forma una línea “lechosa”, que crea una separación entre el almidón duro y el almidón suave. Su generación tiene lugar en la corona del grano y avanza hacia la base, o punta del grano, lo que normalmente toma alrededor de tres a cuatro semanas. El tiempo total de este movimiento está relacionado con la temperatura, la existencia de humedad y la genética de los híbridos. Por lo general, a la línea lechosa se la denomina  $\frac{1}{4}$  de línea lechosa,  $\frac{1}{2}$  de línea lechosa o  $\frac{3}{4}$  de línea lechosa a medida que se mueve hacia el elote (Figura 4). En la etapa de grano dentado

temprana, los granos tienen alrededor del 55 por ciento de humedad, y tienen acumulado alrededor del 45 por ciento del total de su materia seca, y alrededor del 90 por ciento del total de materia seca por R5.5 (½ de línea lechosa) (PIONEER, 2015 ).



**Figura 4.** Etapas de la línea lechosa en maíz.

### 3.3 Determinación de las etapas de desarrollo del maíz

Al determinar las etapas de desarrollo del maíz, es importante saber que se usa más de un sistema para describir el desarrollo. El sistema del cuello de la hoja divide el desarrollo del maíz en etapas vegetativas (V) y reproductivas (R). El uso de este sistema marca etapas fisiológicas definidas en el desarrollo de la planta (Figura 5). Esto facilita la diferenciación entre las etapas, en vez de usar otros sistemas indicadores, como la altura de la planta o las hojas expuestas, que incluyen los sistemas de altura de la planta y numeración de puntas de hojas. Los sistemas de altura de la planta o numeración de hojas expuestas no son tan precisos como el sistema del cuello de la hoja. Las plantas responderán a diferentes ambientes/situaciones estresantes y pueden ser más antiguas de lo que parecen si solo se mira la altura de la planta. El sistema de numeración de hojas no requiere el conteo de formación de cuellos; por lo tanto, se presta a distintas interpretaciones y puede llevar a etapas menos consistentes. En algunas partes del mundo con clima cálido constante (regiones tropicales y

subtropicales), muchos granjeros los denominan “días de madurez”. Esta es una medición de tiempo desde la siembra hasta el momento “listo para la cosecha”, y es una herramienta útil para usar en estas partes del mundo ya que las temperaturas altas y bajas diarias son muy consistentes. En Canadá, se utiliza un sistema de Unidades térmicas del cultivo (CHU, por sus siglas en inglés), que reconoce el tiempo y la temperatura. Las Unidades térmicas del cultivo se acumulan, aunque todas las temperaturas están por debajo de la mínima (PIONEER, 2015 ).

Etapas vegetativas		Etapas reproductivas	
VE	Emergencia	R1	Aparición de los estigmas
V1	Primera hoja	R2	Blíster
V2	Segunda hoja	R3	Grano lechoso
V3	Tercera hoja	R4	Grano pastoso
V(n)	Enésima hoja	R5	Grano dentado
VT	Aparición de las panojas	R6	Grano maduro

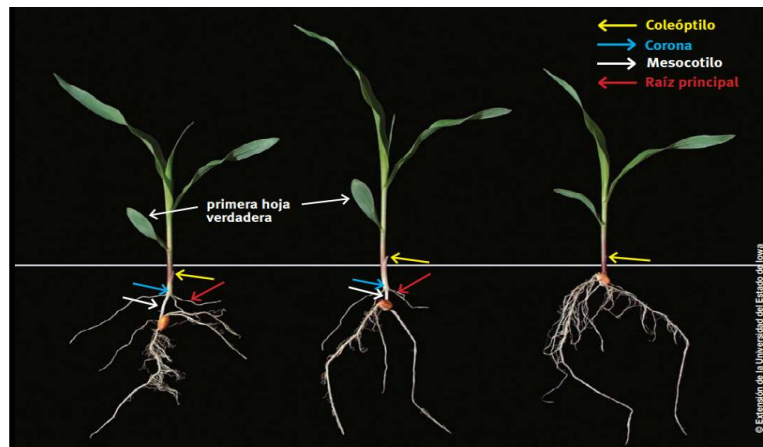
**Figura 5.** Etapas vegetativas y reproductivas del maíz.

### 3.4 Etapas vegetativas

#### 3.4.1 Germinación y emergencia (VE)

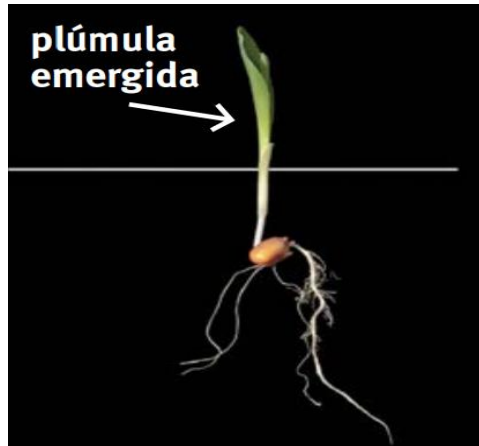
Después de su siembra, una semilla de maíz absorberá aproximadamente del 30 al 35 por ciento de su peso en agua. Se ha demostrado que las temperaturas del suelo tienen poca incidencia en este proceso. Para que la radícula comience la elongación, las temperaturas del suelo deben ser propicias para el proceso de germinación; una temperatura del suelo mínima aceptada habitualmente es de 10 °C. Poco después de que la radícula emerge, de tres a cuatro raíces adicionales emergen de la semilla. Estas raíces y la radícula forman el sistema de raíces seminales que actúa en la absorción de agua y algunos nutrientes para la plántula. La mayoría de los nutrientes para la plántula son provistos por las proteínas y los

almidones hidrolizados del endospermo. El desarrollo radicular de coronas y principal (permanente) se inicia en la VE. La planta de maíz demuestra la emergencia “hipógea”, en la que el cotiledón permanece debajo de la superficie. El mesocotilo, o primer nodo interno, se alarga y empuja la punta del coleóptilo hacia la superficie del suelo. Cuando el coleóptilo rompe la superficie del suelo, se ha producido la emergencia (VE). La luz solar afecta la elongación del coleóptilo y el mesocotilo, lo que fija la posición de la raíz principal y de la corona a aproximadamente 0,75 pulgadas (2 cm) por debajo de la superficie del suelo. Esta es una medición bastante constante, a menos que la profundidad de siembra sea excepcionalmente poco profunda (menos de 1,5 pulgadas o 3,8 cm). El meristemo apical (punto de crecimiento) y las iniciaciones de las hojas continúan elongándose hacia arriba desde esta posición (Figura 6).



**Figura 6.** Variaciones diferentes en la profundidad de siembra que muestran la ubicación del coleóptilo, corona, longitud del mesocotilo y raíz principal.

Luego de la emergencia del coleóptilo, el crecimiento del sistema de raíces seminales disminuye y luego se detiene aproximadamente en la V3. A medida que el sistema de raíces principales crece, el sistema de raíces seminales permanece activo, pero progresivamente suministra un porcentaje más bajo del total de agua y nutrientes del suelo para el crecimiento de la planta. El coleóptilo emergido, con la plúmula incluida (planta embrionaria) luego se alarga (Figura 7).



**Figura 7.** Plántula de maíz emergida

Las hojas embrionarias crecen a través del coleóptilo, y la primera hoja verdadera (con punta redondeada) emerge y se cuenta como la hoja de la V1 durante las etapas tempranas. Las hojas posteriores tienen extremos puntiagudos. Algunas escalas no cuentan la hoja redondeada y, en cambio, a esta etapa la denominan VC, entre la VE y la V1 (PIONEER, 2015 ).

### **3.4.2 Etapas vegetativas tempranas (de V1 a V5)**

Durante este período, hay una mínima elongación del tallo (nodo interno), que, de alguna manera, depende de la temperatura del suelo. Antes de la V5, el punto de crecimiento está por debajo de la superficie del suelo (Figura 8), y se inician todos los brotes de la mazorca y las hojas (PIONEER, 2015 ).





**Figura 8.** Disección de una planta en etapa V3.

Un brote se inicia en cada nodo (axila de cada hoja) desde la primera hoja (por debajo del suelo) hasta aproximadamente la hoja n.º 13 (por encima del suelo). Los brotes que se desarrollan en los nodos por encima del suelo pueden diferenciarse en el tejido reproductivo (mazorcas o elotes), y los brotes que se desarrollan por debajo del suelo pueden diferenciarse en el tejido vegetativo (vástagos o retoños). Las raíces permanentes se desarrollan en cinco nodos por debajo de la superficie, una en la superficie del suelo, y potencialmente uno o más nodos por encima de la superficie del suelo. A las raíces que se encuentran por encima de la superficie del suelo generalmente se las denomina raíces “soporte” o “ancla”, y pueden sostener el tallo y tomar agua y nutrientes si penetran en el suelo (Figura 9).

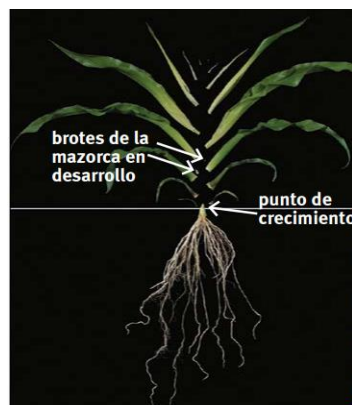


**Figura 9.** Desarrollo de raíces en planta de maíz.

Las raíces más altas no pueden alcanzar el suelo porque la planta deja de crecer cuando cambia del desarrollo vegetativo al reproductivo. El desarrollo de esta etapa depende de la genética y el ambiente (PIONEER, 2015 ).

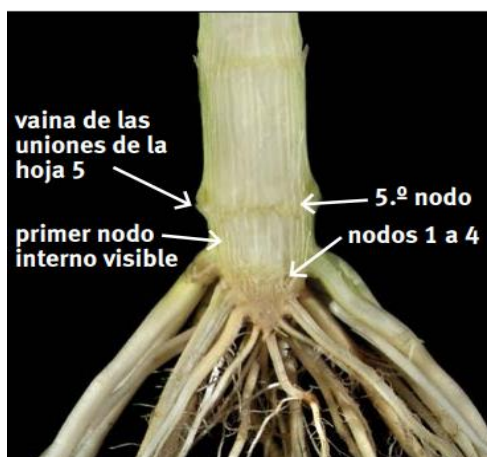
### 3.4.3 Etapas vegetativas intermedias (de V6 a V11)

Durante estas etapas, las plantas de maíz comienzan un período de elongación del nodo interno muy rápida. El punto de crecimiento se desplaza por encima de la superficie del suelo alrededor de la V6, y entonces la planta es propensa a sufrir lesiones ambientales o mecánicas que pueden dañar el punto de crecimiento (Figura 10).



**Figura 10.** Planta de maíz que muestra la relación de crecimiento con la superficie del suelo y los brotes de la mazorca.

Como resultado de este rápido crecimiento, las tres o cuatro hojas más bajas, incluida la primera hoja verdadera, pueden desprenderse del tallo y desintegrarse. Cuando esto sucede, se usan otras técnicas para determinar la etapa vegetativa del desarrollo. Una manera de identificar la etapa de desarrollo es cavar la planta de maíz y cortar el tallo a lo largo. Durante el crecimiento temprano, la elongación es mínima; los nodos de uno a cuatro están muy comprimidos y sin nodos internos visibles. Generalmente, el primer nodo interno visible estará entre los nodos cuatro y cinco, y tendrán aproximadamente 0,25 pulgadas (0,6 cm) de largo. Identifique la hoja adherida al quinto nodo y cuente las hojas con cuello sucesivas por encima de esa para determinar la etapa vegetativa (Figura 11).



**Figura 11.** Tallo de maíz que muestra el desarrollo principal, elongación y ubicación de la raíz principal.

Otra manera de determinar la etapa de la planta es identificar la sexta hoja, encontrar el nodo en la superficie del suelo, y si el suelo no ha sido perturbado (no se cultivó), normalmente será el sexto nodo. Al contar la hoja adherida en el sexto nodo (hoja 6) y al realizar el conteo en las hojas con cuello sucesivas por encima de esa determina la etapa vegetativa. En el “cinturón de maíz” de los Estados Unidos, la cantidad de hileras de granos alrededor del elote se establece aproximadamente en la V7, momento en el que los vástagos o brotes de la mazorca son visibles, como también la panoja (Figura 12).



**Figura 12.** Parte del tallo con la panoja visible en la etapa V7.

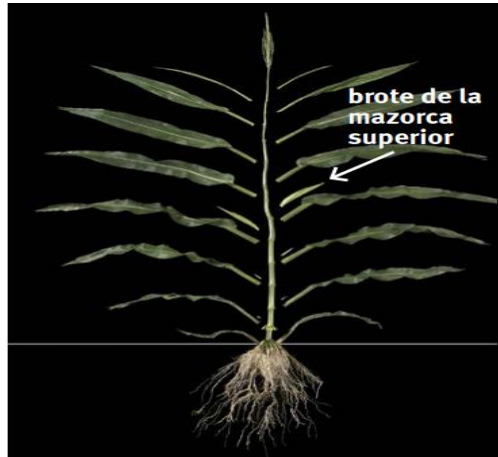
Para los híbridos de la latitud norte, esto sucede antes, y para los híbridos tropicales, esto sucede más tarde. Siempre habrá un número par de hileras como resultado de la división celular. La mayoría de los híbridos de madurez media promedian 14, 16 o 18 hileras de granos, pero pueden ser menos o más. Los números de hileras inferiores están muy relacionados con los híbridos de madurez temprana. El número absoluto está fuertemente controlado por la genética de los híbridos y suele ser consistente en un híbrido de una ubicación determinada. Las situaciones estresantes metabólicas severas durante estas etapas, como el momento adecuado de las aplicaciones de algunos herbicidas, pueden reducir el número de hileras de granos producidas (PIONEER, 2015 ).

#### **3.4.4 Etapas vegetativas tardías (de V12 a VT)**

La longitud de la mazorca (número de granos por hilera) se determina las últimas semanas antes de la aparición de las panojas. El estrés en este momento puede reducir el número de granos producidos en cada hilera; sin embargo, el número final de granos se determina durante y después de la polinización (PIONEER, 2015 ).

### 3.4.5 La transición del desarrollo vegetativo al desarrollo reproductivo (de VT a R1)

Es un período crucial para la determinación del rendimiento de los granos. En este momento, el brote de la mazorca superior se convierte en dominante (Figura 13).



**Figura 13.** Disección de una planta en la etapa V18.

La VT ocurre cuando la última rama de panoja ha emergido y se extiende hacia afuera (Figura 14).



**Figura 14.** Crecimiento de la panoja desde la V7 hasta la VT.

La VT se superpone con la R1 cuando los estigmas visibles aparecen antes de que la panoja emerja completamente. El desarrollo vegetativo ahora está completo: la planta casi alcanza la máxima altura; las células del tallo continúan lignificándose, lo que mejora la fuerza del tallo; y la planta pasa al desarrollo reproductivo (R1).

### **3.5 Etapas reproductivas**

#### **3.5.1 Etapa de aparición de los estigmas (R1) La R1**

Ocurre cuando los estigmas son visibles fuera de las chalas. Una vez que un grano de polen cae en un estigma (polinización), se forma un tubo polínico, y lleva alrededor de 24 horas hacer crecer el estigma hacia abajo hasta el óvulo. Una vez que alcanza el óvulo, se produce la fertilización y el óvulo se convierte en un grano. En esta etapa, los granos están casi completamente envueltos en glumas (sépalos), y son blancos con un contenido claro y acuoso. Este período es importante para el desarrollo de los granos y, finalmente, para el rendimiento. En este momento, y durante las siguientes dos semanas, el estrés puede reducir significativamente el número de granos por mazorca (PIONEER, 2015 ).

#### **3.5.2 Etapa de “blíster” (R2) La R2**

Ocurre de 10 a 14 días después de la aparición de los estigmas y se la denomina la etapa de “blíster”. Los granos en desarrollo tienen alrededor del 85 por ciento de humedad, se asemejan a un blíster, y el endospermo y el fluido interno son claros. A medida que los granos se expanden, las glumas se vuelven menos visibles (Figura 15).



**Figura 15.** Corte transversal de una mazorca en etapa R2 que muestra granos y gluma.

La interrupción del crecimiento de los granos relacionada con el estrés puede ocurrir durante esta fase. Primero, se suele interrumpir el crecimiento de los granos fertilizados en último lugar (cerca de la punta). El riesgo de interrupción del crecimiento de los granos es mayor en los primeros 10 a 14 días después de la polinización o hasta que los granos alcanzan la R3. En esta etapa, la mazorca alcanza la máxima longitud. Los estigmas de granos fertilizados se secan y se vuelven de color marrón. Los estigmas no fertilizados pueden ser visibles entre los estigmas marrones (Figura 16).



**Figura 16.** Mazorcas en etapa R2.

### 3.5.3 Etapa de grano lechoso (R3) La R3

Ocurre de 18 a 22 días después de la aparición de los estigmas cuando los granos comienzan a mostrar el color final, que es amarillo o blanco en la mayoría de los híbridos dentados, o con variaciones de blanco o naranja amarillento en los híbridos indios. Los granos tienen alrededor del 80 por ciento de humedad, el líquido interior es blanco lechoso por el almidón (endospermo) acumulado, y llenan totalmente el espacio entre las hileras de granos. El embrión y el endospermo se pueden diferenciar visualmente en la disección (Figura 17).



**Figura 17.** Granos de una planta en etapa R3.

La interrupción del crecimiento de los granos relacionada con el estrés aún es posible en este momento (PIONEER, 2015 ).

### 3.5.4 Etapa de grano pastoso (R4) La R4

Ocurre de 24 a 28 días después de la aparición de los estigmas. Los granos tienen alrededor del 70 por ciento de humedad, y el líquido interior se espesa y forma una consistencia pastosa, como de masa. Los granos obtienen su color final y alrededor de la mitad de su peso seco maduro. El color del elote (blanco, rosa, rojo claro o rojo oscuro) comienza a desarrollarse y es específico del híbrido. Las chalas comienzan a volverse marrones en los bordes exteriores (Figura 18).





**Figura 18.** Mazorca de una planta en etapa R4.

El estrés durante esta etapa generalmente no hace que se interrumpa el crecimiento de los granos, pero puede reducir la tasa de acumulación de almidón y el peso del grano promedio (PIONEER, 2015 ).

### 3.5.5 Etapa de grano dentado (R5) La R5

Ocurre de 35 a 42 días después de la aparición de los estigmas y representa casi la mitad del tiempo de desarrollo reproductivo. Los granos están compuestos de una capa externa de almidón duro que rodea un núcleo suave de almidón. Cuando el núcleo más suave de almidón comienza a perder humedad y se reduce, se forma una hendidura en la parte superior del grano (Figura 19).



**Figura 19.** Granos de una planta en etapa R5.

La cantidad de hendiduras que se producen depende de la genética y de las condiciones de crecimiento. Los híbridos indios generalmente producen muy poca o ninguna hendidura porque los granos contienen almidón duro y no se contraen (PIONEER, 2015 ).

### 3.5.6 Madurez fisiológica (R6) La R6

Ocurre de 60 a 65 días después de la aparición de los estigmas. La humedad de los granos es de aproximadamente el 35 por ciento, los granos se consideran maduros fisiológicamente y han alcanzado su peso seco máximo. La línea lechosa, o capa de almidón duro, ha avanzado hasta la punta del grano. Las células en la punta del grano pierden su integridad y caen, y hacen que se forme una capa de abscisión de marrón a negra, generalmente denominada “capa negra” (Figura 20).



**Figura 20.** Formación de la capa de abscisión negra.

Una vez que se forma la capa negra, el almidón y la humedad no pueden ingresar o salir más del grano, con la excepción de la pérdida de humedad a través de la evaporación. La formación de la capa negra avanza desde la punta de la mazorca hacia la base. Si la planta de maíz muere prematuramente (antes de la madurez fisiológica), la capa negra aún se forma, pero puede llevar más tiempo, y el rendimiento puede reducirse. El estrés en esta etapa no tiene impacto en el rendimiento.

### **3.6 Genética del maíz**

El maíz se ha tomado como un cultivo muy estudiado para investigaciones científicas en los estudios de genética. Continuamente se está estudiando su genotipo y por tratarse de una planta monoica aporta gran información ya que posee una parte materna (femenina) y otra paterna (masculina) por lo que se pueden crear varias recombinaciones (cruces) y crear nuevos híbridos para el mercado. Los objetivos de estos cruzamientos van encaminados a la obtención de altos rendimientos en producción. Por ello, se selecciona en masa aquellas plantas que son más resistentes a virosis, condiciones climáticas, plagas y que desarrollen un buen porte para cruzarse con otras plantas de maíz que aporten unas características determinadas de lo que se quiera conseguir como mejora de cultivo. También se selecciona según la forma de la mazorca de maíz, aquellas sobre todo que posean un elevado contenido de granos sin deformación (CONACYT, 2019).

### **3.7 Suelo**

El maíz se adapta muy bien a todos tipos de suelo, pero suelos con pH entre 6 a 7 son a los que mejor se adaptan. También requieren suelos profundos, ricos en materia orgánica, con buena circulación del drenaje para no producir encharques que originen asfixia radicular (CONACYT, 2019).

### **3.8 Fertilización**

El maíz necesita para su desarrollo unas ciertas cantidades de elementos minerales. Las carencias en la planta se manifiestan cuando algún nutriente mineral está en defecto o exceso.

Se recomienda un abonado de suelo rico en Potasio (K) y Fósforo (P). En cantidades de 0.3 kg de P en 100 Kg de abonado. También un aporte de nitrógeno N en mayor cantidad sobre todo en época de crecimiento vegetativo.

El abonado se efectúa normalmente según las características de la zona de plantación, por lo que no se sigue un abonado riguroso en todas las zonas por igual. No obstante, se aplica un abonado muy flojo en la primera época de desarrollo de la planta hasta que la planta tenga un número de hojas de 6 a 8.

A partir de esta cantidad de hojas se recomienda un abonado de:

- N: 82% (abonado nitrogenado).
- P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>: 70% (abonado fosforado).
- K<sub>2</sub>O: 92% (abonado en potasa).

Durante la formación del grano de la mazorca los abonados deben de ser mínimos.

Se deben de realizar para el cultivo de maíz un abonado de fondo en cantidades de 825Kg/ha durante las labores de cultivo.

Los abonados de cobertera son aquellos que se realizan cuando aparecen las primeras hojas de la planta y los más utilizados son:

- Nitrato amónico de calcio. 500 kg/ha
- Urea. 295kg/ha
- Solución nitrogenada. 525kg/ha

Es importante realizar un abonado ajustándose a las necesidades presentadas por la planta de una forma controlada e inteligente.

Nitrógeno (N): La cantidad de nitrógeno a aplicar depende de las necesidades de producción que se deseen alcanzar, así como el tipo de textura del suelo. La cantidad aplicada va desde 20 a 30 Kg de N por ha.

Un déficit de N puede afectar a la calidad del cultivo. Los síntomas se ven más reflejados en aquellos órganos fotosintéticos, las hojas, que aparecen con coloraciones amarillentas sobre los ápices y se van extendiendo a lo largo de todo el nervio. Las mazorcas aparecen sin granos en las puntas.

Fósforo (P): Sus dosis dependen igualmente del tipo de suelo presente ya sea rojo, amarillo o suelos negros. El fósforo da vigor a las raíces. Su déficit afecta a la fecundación y el grano no se desarrolla bien.

Potasio (K): Debe aplicarse en una cantidad superior a 80-100 ppm en caso de suelos arenosos y para suelos arcillosos las dosis son más elevadas de 135-160 ppm. La deficiencia de potasio hace a la planta muy sensible a ataques de hongos y su porte es débil, ya que la raíz se ve muy afectada. Las mazorcas no granan en las puntas.

Otros elementos: Boro (B), Magnesio (Mg), Azufre (S), Molibdeno (Mo) y Cinc (Zn). Son nutrientes que pueden aparecer en forma deficiente o en exceso en la planta. Las carencias del Boro aparecen muy marcadas en las mazorcas con inexistencia de granos en algunas partes de ella.

Los primeros estadios de desarrollo del maíz son muy sensibles a la falta de agua y nutrientes por lo que la consolidación del cultivo demanda una buena inversión en insumos y labores culturales. Los suelos donde se cultiva el maíz, por lo general no tienen la capacidad para proporcionar los nutrientes necesarios para el crecimiento eficiente de las plantas o no otorgan el rendimiento adecuado, para ello se debe recurrir al empleo de fertilizantes (CONACYT, 2019).

El estudio de los factores que determinan la capacidad de absorción de nutrientes como el nitrógeno, el fósforo, el potasio y algunos micronutrientes es un tema de actualidad enfocado a incrementar la producción especialmente en suelos ácidos y alcalinos, los cuales representan la mayor superficie cultivable del planeta (Bucio, 2003).

### **3.9 Importancia del maíz en México**

En México ningún otro cultivo tiene tanta importancia como el maíz. Desde la perspectiva productiva, se ubica como el principal cultivo en comparación con el sorgo, trigo, cebada, arroz y avena, los cereales más cultivados en el territorio mexicano. En promedio, se han producido 19.3 millones de toneladas de maíz los últimos 11 años, con una tasa de crecimiento promedio anual de dos por ciento, que es un volumen significativamente

superior a las 6.1 millones de toneladas que se produjeron de sorgo y a las 3.1 millones de trigo.

México es el hogar ancestral del maíz y posee una diversidad genética única e insustituible en sus variedades. El maíz es el cultivo nacional: está en todos los estados, los climas y en todas las altitudes. Se siembran diversas variedades y se consume de distintas formas (Fournier, 1996).

Es el principal cultivo tanto por la superficie que se siembra como por el volumen de producción que se obtiene. No obstante, se reconoce ampliamente en los sectores público y privado, en los ámbitos nacional e internacional, que la importancia del maíz en México va más allá de los aspectos puramente económicos y comerciales. En un estudio sobre el maíz y la biodiversidad patrocinado por la Comisión para la Cooperación Ambiental de América del Norte se concluye que “el maíz (en México) tiene importantes valores culturales, simbólicos y espirituales.

Esto equivale a reconocer que, en México, el maíz no es un producto agrícola más y que su cultivo se realiza con la esperanza de obtener mucho más que solamente ingresos monetarios, sin dejar de lado que existen grandes productores que destinan toda su producción al mercado.

Desde la perspectiva socioeconómica y de la cadena de valor, en México, la producción de maíz tiene particular importancia por las siguientes razones:

- a) Forma parte importante de la dieta de los mexicanos.

Según las cifras de la (SAGARPA, 2013) anualmente se consumen alrededor de 11 millones de toneladas de maíz blanco en forma de tortillas, elaboradas ya sea mediante el proceso tradicional o utilizando harina de maíz. México es el único país en el mundo donde el maíz es un producto básico en la alimentación humana en forma de tortilla. De acuerdo con la Cámara Nacional del Maíz Industrializado el consumo promedio de tortilla, para toda la población nacional, se mantiene en el orden de 105 kg. de maíz por persona anualmente. Del maíz-tortilla el mexicano obtiene 47% de las calorías diariamente. De acuerdo con la Cámara Nacional del Maíz Industrializado, la importancia de éste en la alimentación del pueblo mexicano va más allá de su contribución a la dieta y a la economía

familiar, es origen de nuestras tradiciones y costumbres, conforma la cultura ancestral y nos identifica como nación.

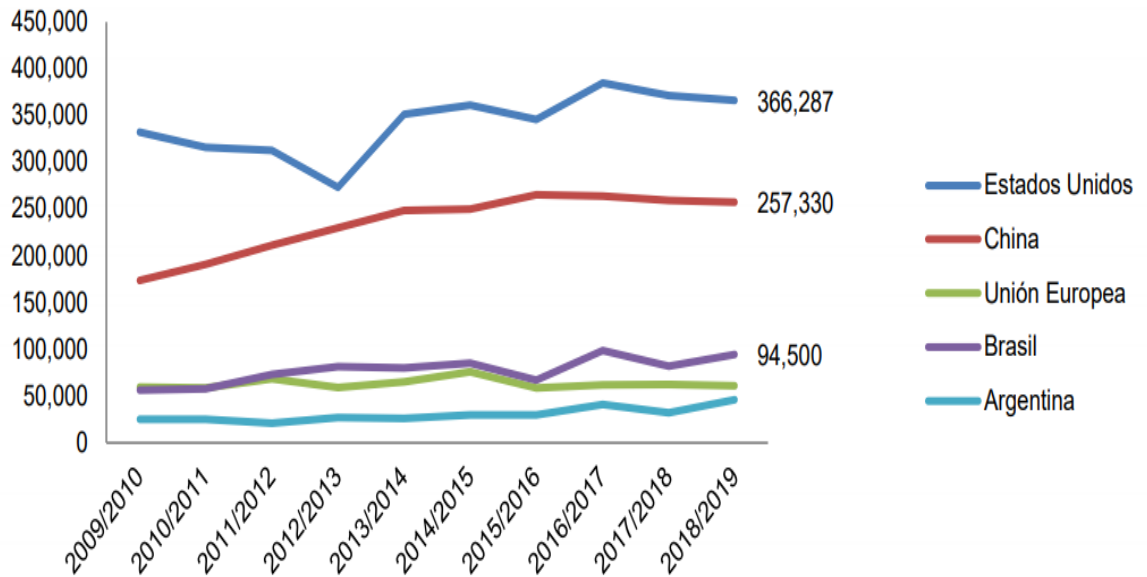
b) Alrededor de 3.1 millones de agricultores cultivan maíz.

En México la producción del cereal está dispersa en todo el territorio nacional, aunque existen zonas ampliamente reconocidas por su producción maicera. La Confederación Nacional de Productores Agrícolas de Maíz de México estima que alrededor de 12.5 millones de personas están vinculadas a la producción de maíz, lo que representa 55 por ciento de la población total agropecuaria y 12 por ciento de la población nacional total (CNPAMM, 2007). Por su parte el gobierno, mediante Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ASERCA), reconoce que el cultivo del maíz da empleo a cerca de tres millones de agricultores y estima que entre 15 y 18 millones de personas dependen en el país de la producción de esta planta para ganarse la vida.

### **3.10 Producción internacional**

Estados Unidos de Norteamérica es el principal productor con 366.2 millones de toneladas (Figura 21), lo cual representa el 40.8% de la producción mundial, seguido por países como China y Brasil con 257.3 y 94.5 millones de toneladas, respectivamente (CIMA, 2019 ).

México ocupa el séptimo lugar en producción de grano de maíz a nivel mundial; sin embargo, esto no es suficiente, para satisfacer la demanda interna (32.1 millones de toneladas) tanto para consumo humano y animal, situación que lo ubica como el principal importador de este gran alimento (Turrent, 2009).

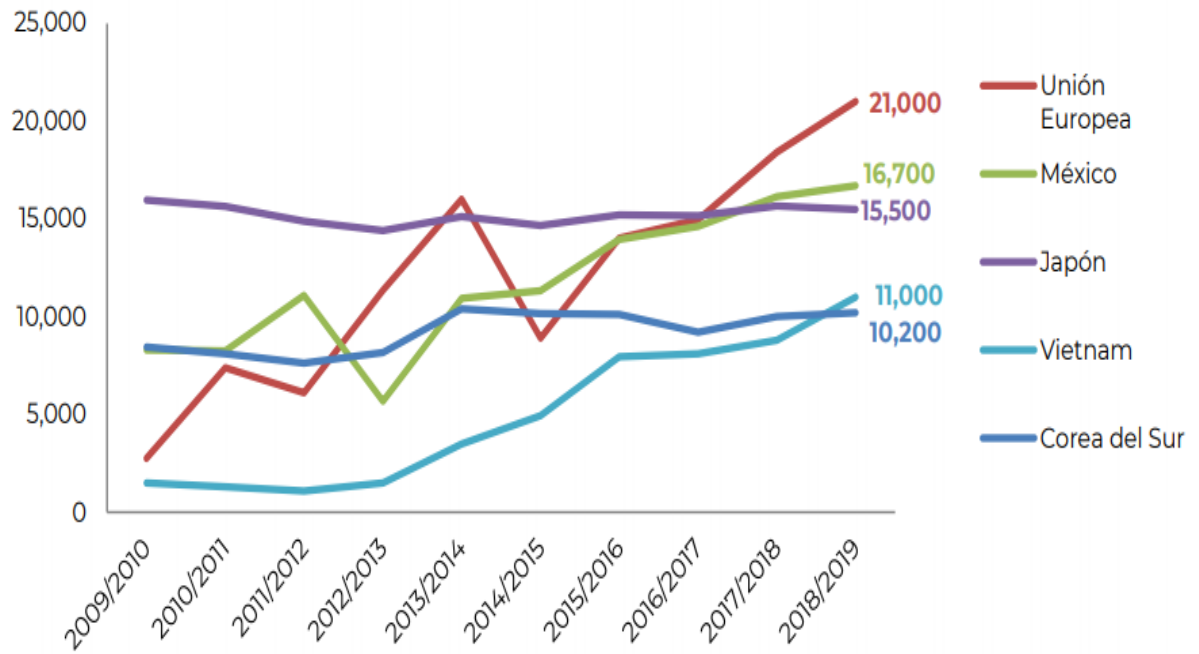


**Figura 21.** Principales países productores de maíz en miles de toneladas (2009-2019).

Para los años 2018/19 la producción mundial de maíz será de 1,101.2 millones de toneladas 4.2% inferior que el año previo; asimismo, se estiman inventarios mundiales a finales de 2018/19 en 308.5 millones de toneladas 2.7% menor a los del año previo (CIMA, 2019 ).

De acuerdo con cifras del USDA, en el año 2018/19 se estima que México ocupe el segundo lugar como importador de maíz en el mundo, superando por segundo año consecutivo a Japón (Figura 22).





**Figura 22.** Principales países importadores de maíz en miles de toneladas (2009-2019).

### 3.11 Producción nacional

El maíz se produce en las 32 entidades federativas del país; el 70% de la producción se obtiene de 8 estados: Chiapas, Guerrero, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Puebla, Sinaloa y Veracruz (SAGARPA, 2013).

El maíz es el grano nacional presente en todos los estados de la República Mexicana; es el principal cultivo tanto por la superficie que se siembra como por el volumen de producción que se obtiene. En México ningún otro cultivo tiene tanta importancia como el maíz. El maíz grano representa 85% del volumen nacional de cereales y 2.8% de la producción mundial (SAGARPA, 2013).

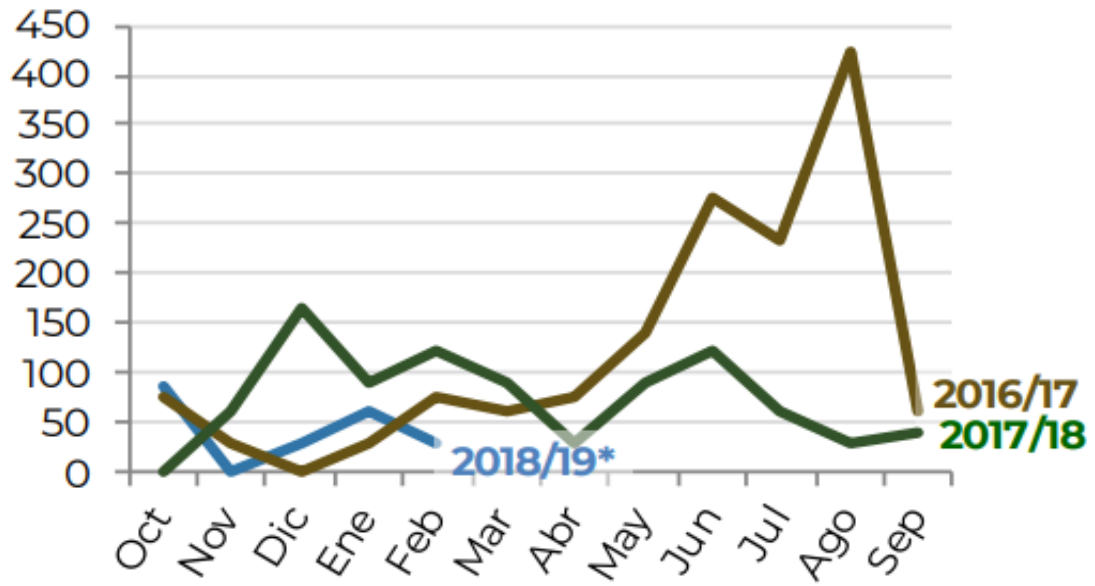
En México, la mayor producción de maíz corresponde a la variedad blanco, que es empleado principalmente en el consumo humano, del total de la producción del año comercial 2018/19, se estima que el 87% corresponda a maíz blanco (CIMA, 2019 ).

Los principales estados productores de maíz en México son Sinaloa, Guanajuato, Estado de México, Jalisco, Michoacán y Chihuahua, entidades que aportan el 61.5% de la producción nacional (FIRA, 2016).

### **3.11.1 Exportaciones**

Las exportaciones totales de maíz en febrero de 2019 fueron de 31.4 miles de toneladas, 49.3% menores a las del mes previo. Las exportaciones acumuladas a ese mismo mes fueron de 215 miles de toneladas, 51.4% menores a lo exportado en el año previo, pero 21.5% superiores al promedio de los últimos cinco años.

En febrero de 2019 se exportaron 31.2 miles de toneladas de maíz blanco (Figura 23), 49.4% menos que el mes previo, cuyo principal destino fue Venezuela. Las exportaciones acumuladas a ese mes fueron de 214 miles de toneladas, 51.4% menores a las del mismo mes del año pasado, pero 22.4% mayores a las del promedio de los últimos cinco años (CIMA, 2019 ).

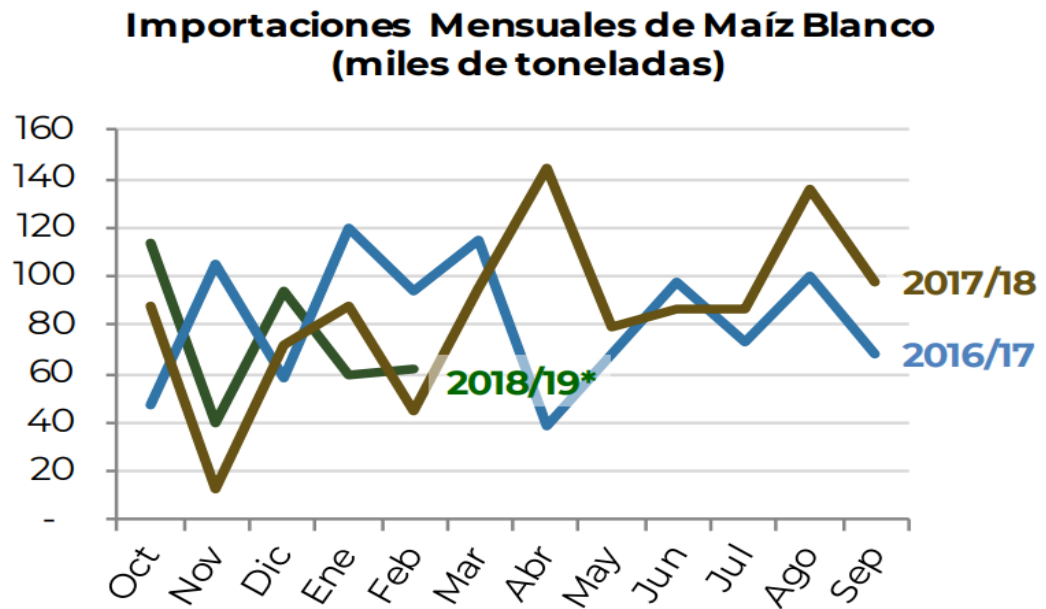


**Figura 23.** Exportaciones mensuales de maíz blanco en miles de toneladas (2009-2019).

### 3.11.2 Importaciones

Para el mes febrero de 2019 las importaciones totales de maíz fueron de 1,149 miles de toneladas, 6.1% menos que el mes previo. Asimismo, las importaciones acumuladas a ese mismo mes fueron de 7.1 millones de toneladas, 26.3% y 49.9% por encima del mismo mes del año previo y del promedio de los últimos cinco años, respectivamente.

Durante febrero de 2019 se importaron 62.3 miles de toneladas de maíz blanco, 4.3% superiores a las del mes anterior (Figura 24), provenientes en su totalidad de EE.UU. Las importaciones acumuladas a febrero de 2019 fueron de 369.3 miles de toneladas, 21.6% y 8.3% superiores a las del año pasado y a las del promedio de los últimos cinco años, respectivamente (CIMA, 2019).



**Figura 24.** Importaciones mensuales de maíz blanco en miles de toneladas (2009-2019).

### 3.11.3 Perspectiva nacional de maíz blanco

México es el principal productor de maíz blanco en el mundo. Asimismo, éste es el cultivo más importante del país ya que representa aproximadamente el 35% de la superficie sembrada durante un año agrícola, tanto para cultivos cíclicos como perennes. Además, se consumen anualmente alrededor de 20 mtm.

A pesar de la siniestralidad registrada en el Estado de Sinaloa durante el ciclo Otoño Invierno (OI) 2010/11, para el año agrícola 2011, se espera que la superficie cosechada de maíz blanco en México supere las 6.8 millones de has, por encima de las 6.75 has cosechadas en 2010. Asimismo, derivado de la expectativa de alza en los precios internacionales se espera que en el largo plazo la superficie cosechada alcance los 7 millones de ha (CONACYT, 2019).

Por su parte, el rendimiento promedio de maíz blanco ha crecido aproximadamente a una TMCA de 2.1% durante los últimos cinco años. No obstante, en 2011 se espera una

reducción en el rendimiento promedio nacional y se ubique en 3 ton/ha (versus 3.2 en 2010), debido a la caída de éste en Sinaloa. No obstante, en 2012 se estima que el rendimiento alcance las 3.3 ton/ha y alcance las 3.6 ton/ha al final del periodo de estudio.

En este sentido, para el año 2011, se espera una producción de 20.2 mtm. En 2012, la expectativa de precio incentivará la superficie sembrada y por ende se espera una producción de 23.7 mtm. Al final del periodo de estudio se espera que ésta supere las 25.6 mtm.

Por otro lado, en 2011, se estima un consumo de aproximadamente 20 mtm; el cual se divide en: autoconsumo, 5.4 mtm; comercializado, 11.9 y pecuario 2.4 mtm y el resto se utiliza para semilla u otros usos y finalmente, merma. Para 2020, se estima un consumo de 24.6 mtm.

Dadas las condiciones actuales, se estima que, en promedio, los inventarios finales de maíz blanco oscilen en aproximadamente 2 mtm por año agrícola. Además, a lo largo del periodo 2012 al 2020, se estima que México será autosuficiente en este grano.

Finalmente, se prevé que el ingreso de los productores sea positivo a pesar del incremento en los costos de producción. Asimismo, a pesar de la caída en los rendimientos en el ciclo OI 2010/11 en Sinaloa, se estima que el precio pagado al productor permitirá a los productores mantener utilidades (CONACYT, 2019)

### **3.12 Producción de maíz en el Estado de México**

En el Estado de México, el maíz es considerado el principal cultivo, esta entidad genera cerca de 10.2 % de la producción nacional (Figura 25), lo que equivale a dos millones de toneladas al año (CIMA, 2019 ).

<b>Producción en ciclo Primavera-Verano</b>			
<b>(miles de toneladas)</b>			
<b>Estado</b>	<b>2017<sup>P</sup></b>	<b>2018*</b>	<b>Particip. 2018 (%)</b>
Jalisco	3,998	3,561	18.8
Michoacán	1,874	1,983	10.4
México	2,218	1,930	10.2
Guanajuato	1,642	1,661	8.8
Guerrero	1,247	1,166	6.1
Otros	8,898	8,679	45.7
<b>Nacional</b>	<b>19,878</b>	<b>18,979</b>	<b>100.0</b>

**Figura 25.** Producción de maíz en miles de toneladas.

El área dedicada a su producción de maíz es de unas 600 mil ha anualmente (75 % del total de la zona agrícola del estado), con cerca de 230 mil productores y una extensión de tierra promedio de 2.5 has por agricultor (Lopez, *et al.*, 2013).

En Estado de México los municipios con mayor potencial en cuanto a superficie de maíz sembrada y rendimientos son de: Toluca, Metepec, Tenango del Valle, Calimaya, Lerma, Chapultepec, Santiago Tianguistenco, y Mexicalzingo, seguidos de Almoloya de Juárez, Xalatlaco y por último con un potencial mediano, los municipios de Temoaya, Xonacatlán y Zinacantepec (SAGARPA, 2015). Cabe mencionar que gran parte de los municipios que producen maíz se encuentran dentro del programa de alta productividad para Valles altos (SAGARPA, 2015).

### **3.13 Enfermedades del maíz**

En la actualidad el manejo de enfermedades en el cultivo del maíz implica un reto. El aumento de la superficie cultivada, especialmente cuando no hay rotación de cultivos, así como prácticas deficientes, pueden ser responsables del aumento de la incidencia y del nivel de severidad de algunas enfermedades importantes (CESAVEG, 2018). La presencia de enfermedades depende de la mezcla de diversos factores como es, la presencia de un patógeno, el manejo del cultivo y el medio ambiente. Cuando los factores interactúan en una combinación adecuada, puede desarrollarse una enfermedad (Ruiz, 2018).

Para manejar efectivamente enfermedades en el cultivo del maíz, es preferible prevenir o controlar un brote cuando está en niveles bajos, en lugar de intentar controlar la enfermedad que ya ha producido daños importantes. El monitoreo de parcelas en todas las etapas del cultivo es importante para detectar síntomas y poder tomar decisiones informadas sobre las acciones a realizar (Ruiz, 2018).

Algunas de las enfermedades que se presentan en el maíz son:

#### **3.13.1 Pudrición de tallo por *Pythium* spp.**

Las especies *Pythium* causan pudrición del tallo y de la semilla, y tizones en las plántulas. Esta enfermedad ocurre en algunas zonas subtropicales o tropicales cálidas y húmedas, y en regiones templadas. Generalmente, los entrenudos inferiores se suavizan y se oscurecen tomando un aspecto acuoso y causando el acame de las plantas. Los entrenudos dañados se tuercen antes de que las plantas se acamen (CIMMYT, 2004). Las plantas enfermas pueden permanecer vivas hasta que el tejido vascular se destruye (Figura 26).



**Figura 26.** Pudrición de tallo por *Pythium* spp.

Es necesario hacer aislamientos en medios de cultivo para distinguir entre las pudriciones del tallo por *Pythium* y por *Erwinia*. Esta enfermedad puede afectar las plantas antes de la floración.

### **3.13.2 Pudriciones de tallo por *Gibberella* y *Fusarium*.**

Dos especies de *Fusarium* causan pudriciones del tallo en el maíz: *Fusarium moniliforme* es más común en climas secos y cálidos. Es particularmente dañina si comienza antes de la floración (Figura 27).



**Figura 27.** Pudrición de tallo por *Fusarium moniliforme*.



*Gibberella zeae* es más común en regiones frías. Es uno de los agentes causantes de pudrición del tallo más perjudiciales (Figura 28) (CIMMYT, 2004).



**Figura 28.** Pudrición de tallo por *Gibberella zeae*.

Los síntomas producidos por estos patógenos semejan aquellos causados por *Stenocarpella* o *Cephalosporium*, y no se les puede distinguir hasta que son visibles las estructuras que producen las esporas. Las plantas marchitas permanecen erectas cuando se secan y aparecen lesiones pequeñas de color café oscuro en los entrenudos inferiores. Al partirlos verticalmente, se observa que el floema de los tallos infectados es café oscuro y que hay un oscurecimiento conspicuo general de los tejidos. En las etapas finales de la infección, la médula es destruida y los tejidos adyacentes pierden su color (CIMMYT, 2004).

### **3.13.3 Carbón de la espiga *Sporisorium reilianum*.**

El carbón de la espiga puede ocasionar daños económicos significativos en zonas maiceras tanto secas y cálidas como de altitud intermedia y clima templado. La infección es sistémica, lo cual significa que el hongo penetra las plántulas y se desarrolla dentro de las plantas sin que éstas muestren síntomas, hasta que llegan a la floración y la emisión de estigmas. Los síntomas más conspicuos son:

- El desarrollo anormal de las espigas (panojas), que se deforman y crecen excesivamente (Figura 29).
- La formación de masas negras de esporas en algunas florecillas macho.
- El desarrollo de masas negras de esporas en lugar de mazorcas, que dejan al descubierto los haces vasculares desgarrados.



**Figura 29.** Espigas de maíz afectadas por carbón de la espiga.

#### **3.13.4 Mancha café (peca) *Physoderma maydis***

Esta enfermedad ocurre normalmente en áreas de precipitación pluvial abundante y altas temperaturas. Ataca las hojas, las vainas, los tallos y, en ocasiones, incluso las brácteas externas. Los primeros síntomas aparecen en la lámina foliar (Figura 30), y consisten en pequeñas manchas cloróticas dispuestas en forma de bandas alternas de tejido sano y enfermo (CIMMYT, 2004).



**Figura 30.** Mancha café en hojas de maíz.

Las manchas en la nervadura central son circulares, de color café oscuro, en tanto que las lesiones en las láminas son sólo manchas cloróticas. Los nudos y los entrenudos muestran también lesiones de color café (CIMMYT, 2004). En infecciones graves las manchas se fusionan y ocasionan la pudrición del tallo y acame (Figura 31).



**Figura 31.** Lesiones color café en tallo y entrenudos causada por mancha café.

### 3.13.5 Roya común *Puccinia sorghi*.

Esta enfermedad está ampliamente distribuida por todo el mundo, en climas subtropicales y templados y en tierras altas donde hay bastante humedad. La roya común es más conspicua cuando las plantas se acercan a la floración (CIMMYT, 2004). Se le puede reconocer por las pústulas pequeñas y pulverulentas, tanto en el haz como en el envés de las hojas (Figura 32).

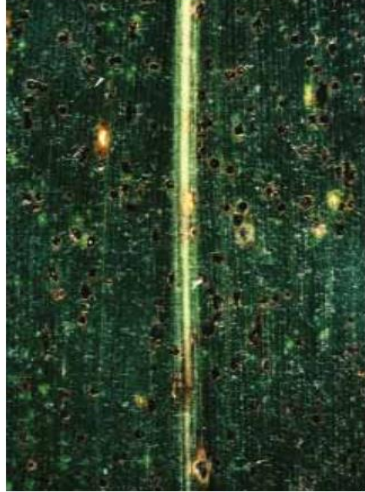


**Figura 32.** Daño ocasionado en hojas de maíz por *Puccinia sorghi*.

Las pústulas son de color café claro en las etapas iniciales de la infección; más adelante la epidermis se rompe y las lesiones se vuelven negras a medida que la planta madura.

### 3.13.6 Complejo mancha de asfalto *Phyllachora maydis* y *Monographella maydis*.

Esta enfermedad se presenta en zonas relativamente frescas y húmedas de los trópicos, similares a aquellas en las que es común el tizón de la hoja, primeramente, se producen manchas brillantes y ligeramente abultadas, de color negro (Figura 33).



**Figura 33.** Mancha de asfalto presente en hojas de maíz.

En una etapa posterior se desarrollan áreas necróticas en el tejido foliar. En varios países del Continente Americano se ha descubierto que otro patógeno, *Monographella maydis*, y *Phyllachora maydis* forman el “complejo mancha de asfalto”. Este complejo propicia el desarrollo de tejido necrótico alrededor de la mancha de asfalto (CIMMYT, 2004) (Figura 34).



**Figura 34.** Bordes necróticos ocasionados por mancha de asfalto.

Las lesiones necróticas pueden llegar a fusionarse y provocar la quemadura completa del follaje. Las lesiones causadas solo por *Monographella maydis* son circulares y miden entre 5 y 6 cm de diámetro.

Las lesiones que producen los dos patógenos que causan el complejo comienzan a desarrollarse en las hojas inferiores antes de la floración y, si el ambiente es propicio, la infección continúa hacia arriba afectando incluso las hojas más jóvenes (CIMMYT, 2004). Las mazorcas de las plantas afectadas son muy livianas y tienen granos flojos que no alcanzan a compactarse; muchos de los granos en la punta germinan prematuramente, mientras aún están en el olote (Figura 35).



**Figura 35.** Germinación de granos en la punta de la mazorca.

### **3.13.7 Tizón foliar por *Turcicum* spp.**

Uno de los primeros síntomas consiste en la aparición de manchas pequeñas, ligeramente ovaladas y acuosas que se producen en las hojas y que son fácilmente reconocibles. Estas lesiones se transforman luego en zonas necróticas alargadas y ahusadas (Figura 36), que se manifiestan primeramente en las hojas más bajas y cuyo número aumenta a medida que se desarrolla la planta. Se puede llegar a producir la quemadura total del follaje (CIMMYT, 2004).



**Figura 36.** Lesiones necróticas alargadas en hojas

El tizón, (o tizón norteño de la hoja) se encuentra distribuido por todo el mundo y ocurre particularmente en zonas donde hay mucha humedad y temperaturas moderadas durante el periodo de crecimiento. Cuando la infección se produce antes o durante la aparición de los estigmas, y si las condiciones son óptimas, ésta puede ocasionar daños económicos considerables (CIMMYT, 2004).

### **3.13.8 Antracnosis foliar**

Anamorfo: *Colletotrichum graminicola*

Teleomorfo: *Glomerella graminícola*

Esta enfermedad está distribuida por todo el mundo, en climas cálidos y húmedos. Se manifiesta en dos fases: primero infecta las hojas y luego pudre el tallo. No se ha reportado que la infección foliar ocasione daños económicos significativos en el maíz (CIMMYT, 2004). El daño más grave lo causa la pudrición del tallo. La infección foliar puede ocurrir en diferentes etapas del desarrollo de la planta. En la etapa de la plántula, las lesiones en las hojas son irregulares, de forma ovalada a elíptica, con márgenes de color amarillo a café rojizo (Figura 37).



**Figura 38.** Hojas de maíz irregulares, con márgenes de color amarillo a café rojizo.



**Figura 37.** Manchado total en hojas de maíz

En las etapas posteriores, se pueden observar lesiones similares en las hojas superiores de las plantas infectadas, principalmente en aquellas en que ya se advierten síntomas de pudrición del tallo (CIMMYT, 2004)

### ***3.13.9 Mancha foliar por *Septoria maydis*.***

Esta enfermedad afecta principalmente el maíz en climas frescos y húmedos. Los primeros síntomas aparecen como pequeñas manchas foliares de color verde claro o amarillo (CIMMYT, 2004). (Figura 38 y 39).





**Figura 39.** Necrosis en las áreas afectadas *Septoria maydis*.

Las lesiones se fusionan y causan un manchado intenso, así como necrosis de las áreas afectadas, en las cuales se desarrollan estructuras oscuras productoras de esporas conocidas como picnidios.

#### **3.13.10 Pudrición de mazorca por *Penicillium* spp.**

El daño más frecuente es causado por *Penicillium oxalicum*, aunque en ocasiones puede haber otras especies asociadas. Muchas veces la infección está asociada con el daño causado por insectos en la mazorca (CIMMYT, 2004). Un polvo de color azul-verdoso muy conspicuo crece entre los granos y sobre la superficie del olote (raquis) (Figura 40 y 41).



**Figura 40.** Olote color verde producido por *Penicillium* spp.

Los granos dañados por el hongo desarrollan un color amarillento y rayas visibles en el pericarpio.



**Figura 41.** Color amarillento y rayas visibles en el pericarpio del grano.

### **3.13.11 Pudrición de mazorca por *Aspergillus* spp.**

Esta enfermedad puede constituir un problema serio cuando se almacenan mazorcas infectadas con alto contenido de humedad. Existen varias especies de *Aspergillus* capaces de infectar las plantas de maíz en el campo (CIMMYT, 2004). La más común es *A. niger*, que genera masas pulverulentas negras de esporas que cubren los granos y el olote o raquis, a diferencia de *A. glaucus*, *A. flavus* (Figura 42) y *A. ochraceus*,

cuyas masas normalmente son amarillo-verdosas; y de *A. parasiticus*, la especie menos común, cuya masa es verde hiedra. *Aspergillus flavus* y *A. parasiticus* producen micotoxinas, conocidas como aflatoxinas, que resultan tóxicas para mamíferos y aves.



**Figura 42.** Daño causado por *Aspergillus* spp que cubren los granos y el olote o raquis.

#### **3.13.12 Pudrición de mazorca por *Nigrospora*.**

Anamorfo: *Nigrospora oryzae*

Teleomorfo: *Khuskia oryzae*

Esta enfermedad está ampliamente distribuida y el hongo causante sobrevive generalmente en los residuos de las plantas que quedan en el campo. Las mazorcas están disecadas (momificadas) y no pesan. Además, los granos están manchados y se desprenden fácilmente del olote (CIMMYT, 2004). Un examen cuidadoso de los tejidos del olote y de las puntas de los granos mostrará pequeñas masas negras de esporas (Figura 43 y 44).



**Figura 44.** Granos manchados por *Nigrospora oryzae*.



**Figura 43.** Grano de maíz cubierto por esporas.

### **3.13.13 Pudrición gris de mazorca *Physalospora zeae*.**

Si, después de la floración, llega a presentarse un periodo de varias semanas de mucho calor o humedad, esto favorecerá la pudrición de la mazorca (CIMMYT, 2004). Los primeros síntomas son muy similares a aquellos de *Stenocarpella*: aparece un moho blanco-grisáceo que crece entre los granos y las brácteas, que luego se decoloran y se aglutinan (Figura 45).

En las etapas posteriores de la infección, los dos hongos se pueden identificar con facilidad.

- (a) Pudrición gris de mazorca. La mazorca tiene un marcado color negro; el moho es también oscuro y produce pequeños esclerocios o puntos negros dispersos en la mazorca.



**Figura 45.** Pudrición de mazorca ocasionado por pudrición gris.

- (b) Pudrición de mazorca por *Stenocarpella*. La mazorca es de color gris-pardusco y el moho, blanco con picnidios negros que cubren el olote y los granos.

#### **3.13.14 Carbón común *Ustilago maydis*.**

El carbón común ocurre en todas las regiones productoras de maíz, pero puede ser más grave en climas húmedos y templados que en las tierras bajas tropicales con clima caluroso y húmedo. El hongo ataca las mazorcas, los tallos, las hojas y las espigas (Figura 46 y 47).



**Figura 47.** Granos de maíz infectados por *Ustilago maydis*.



**Figura 46.** Infección de *Ustilago maydis* en tallo.

Unas agallas blancas cerradas muy conspicuas sustituyen a los granos individuales. Con el tiempo las agallas se rompen y liberan masas negras de esporas que infectarán las plantas de maíz del siguiente ciclo de cultivo (CIMMYT, 2004). La enfermedad causa daños más graves en plantas jóvenes en estado activo de crecimiento y puede producirles enanismo o matarlas. El carbón común se distingue fácilmente del carbón de la espiga por la ausencia de tejidos vasculares que aparecen en forma de fibras en las mazorcas infectadas por este patógeno.

### **3.14 Diente de caballo, o cornezuelo del maíz (*Claviceps gigantea*)**

El hongo *Claviceps gigantea* se desarrolla principalmente en los Valles Altos, y húmedos de México, su desarrollo se ve favorecido por las temperaturas medias anuales de 13-15 ° C y las precipitaciones altas (1,000 mm por año) (Fucikovsky & Moreno, 1971).

### **3.14.1 Sintomatología**

El nombre de la enfermedad se debe a los síntomas que presentan las plantas enfermas durante la formación y maduración de las mazorcas. Al principio es posible observar elotes más voluminosos y suaves que los normales, principalmente cuando la mayoría de los ovarios son infectados y desarrollan agallas blanco-cremosas de consistencia pegajosa y hueca, más tarde se vuelven duros y córneos, de color blanco a café, que dan la apariencia y parecido a un diente de caballo (Bauer, 1984).

### **3.14.2 Características morfológicas**

En 1960, cuando se inició el estudio etiológico de la enfermedad, se observó que las agallas suaves y cremosas estaban formadas por un grupo compacto de conidióforos, productores de conidios unicelulares, halinos, ovales y cilíndricos; es decir, constituían típicos esporodoquios (Pažoutová, 2001), después se observó también que estos esporodoquios, al perder su capacidad esporuladora y compactarse, se convertían en esclerocios, cuya naturaleza fue confirmada al favorecer su germinación, mediante un tratamiento de luz, obscuridad, y temperatura fría por un año, al cabo del cual emergieron estromas pedicelados de color violeta y estos produjeron peritecios negros, ascas cilíndricas con el ápice engrosado y ascosporas filiformes (Romero, 1993).

Los granos de maíz con apariencia sana y cercanos a los sustituidos por los esclerocios de *C. gigantea* tienen una apariencia arrugada y son de color café oscuro, los peritecios están dispuestos en cabezas estromáticas (Fucikovsky, 1971).

### **3.14.3 Diseminación**

Las especies *C. purpurea* y *C. gigantea*, agentes causales del ergot o cornezuelo y del diente de caballo, respectivamente, son diseminados en su fase conidial por insectos. Además de la diseminación en sí, los insectos también son importantes porque favorecen la hibridación de algunos hongos (Bauer, 1984).

La presencia de este patógeno puede reducir el rendimiento de la cosecha de maíz en un 50% (Fucikovsky, 1971).

#### **3.14.4 Control**

No existe un control para esta enfermedad, sin embargo, se ha tratado de controlar con manejo de fechas de siembra para evadir la infección que ocurre durante la floración del maíz, al mismo tiempo se pueden probar variedades, buscando la resistencia genética (Romero, 1993), así como la eliminación del esclerocio al momento de la cosecha y selección de grano.

#### **3.15 Taxonomía de Diente de caballo *Claviceps gigantea*, *Sphacelia* spp. (Leveillé, 1827)**

##### **Taxonomía de *Sphacelia* spp.**

Súper reino: Eukaryota

Sub reino: Dikarya

Phylum: Ascomycota

Subphylum: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Subclase: Hypocreomycetidae

Orden: Hypocreales

Familia: Clavicipitaceae

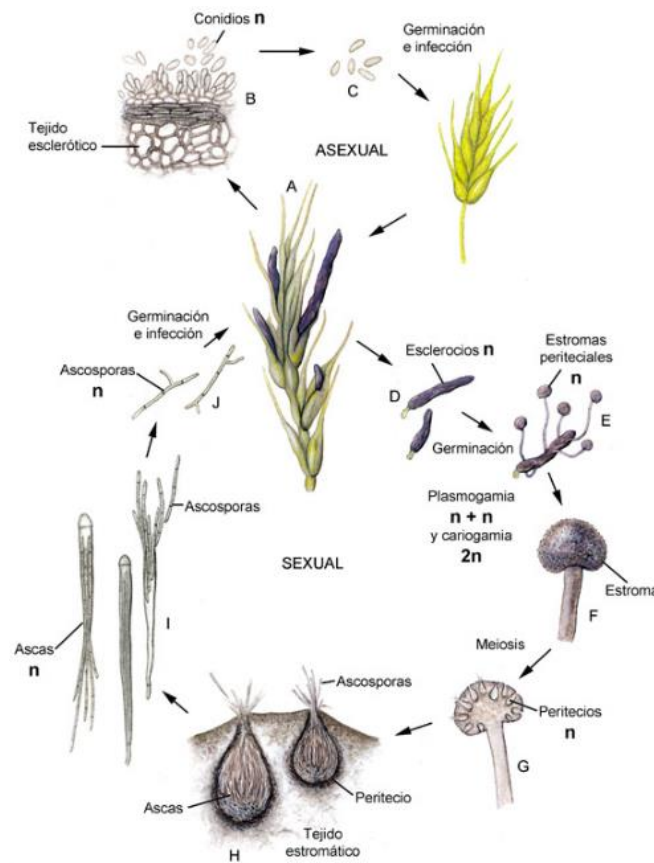
Género: *Sphacelia*

Fuente: (NCBI, 2019)



### 3.16 Ciclo de vida de *Claviceps spp.*

No se tiene información acerca del ciclo de vida de *Claviceps gigantea* sin embargo la semejanza que se tiene con *Claviceps purpurea* es muy similar ya que ambos pertenecen a la familia de los Clavicipitacea.



**Figura 48.** Ciclo de vida de *Claviceps purpurea* (Sosa, 2015).

En la Figura 48, A y C pertenece a la fase de reproducción asexual, haploide, en la cual el micelio se desarrolla en los tejidos de los ovarios de la planta hospedera, produce un colchoncillo que reemplaza dichos tejidos, sobre éste se forman varias capas de conidióforos, en estructuras semejantes a acérvulos, que producen conidios mezclados con una secreción parecida a un néctar. Los insectos atraídos por este néctar visitan los ovarios infectados y transportan los conidios hacia otras flores, diseminando así el patógeno. Esta fase corresponde al estado de *Sphacelia*.

Las letras D-J, representan la Fase de reproducción sexual, caracterizada por la formación de estromas periteciales cuando los esclerocios, ya desprendidos de la planta, germinan en el suelo. Dentro de cada cabeza de los estromas periteciales se originan cavidades en el tejido pseudoparenquimatoso, cada una de las cuales contiene un ascogonio multinucleado y, en la base del mismo, uno o más anteridios multinucleados. Después de la plasmogamia, los núcleos del anteridio pasan al ascogonio, del cual se forman las hifas ascógenas y después las ascas, de manera similar a otros ascomicetes. Cada asca contiene ocho ascosporas filiformes y multiseptadas que, una vez liberadas de las ascas, pueden germinar en las flores de las plantas susceptibles e iniciar un nuevo ciclo (Sosa, 2015).

### **3.17 Inoculación**

Inocular es introducir artificialmente una porción de muestra (inóculo) en un medio adecuado, con el fin de iniciar una infección, para su desarrollo y multiplicación.

### **3.18 Tipos de inóculo de *Claviceps gigantea***

#### **3.18.1 Microconidios**

Son hialinos y esféricos miden de 2-3  $\mu$  (Contreras, 1998). Los microconidios, en algunas especies, poseen variadas formas (fusiformes, ovales, clavadas, entre otras agrupaciones

(estructuras mucoides llamadas “falsas cabezas”), en cadenas largas o cortas (Tapia, 2014).

### **3.18.2 Ascosporas**

Son filiformes, hialinas, septadas, 176-186 x 1.5  $\mu\text{m}$ . Son llevados por el viento y sirven como inóculo primario (White, 1999).

### **3.19 ¿Qué es un híbrido?**

Los híbridos de maíz modernos tienen poca semejanza con el ancestro más lejano del maíz, el teocintle (Paliwal, 2001).

Un híbrido de maíz se produce cuando el polen de una línea endogámica se usa para polinizar los estigmas de otra línea endogámica. Una vez que ocurre esto, se produce la heterosis, o vigor híbrido, y las plantas producidas a partir de las semillas híbridas suelen ser más resistentes y con características mejoradas, lo que incluye un mayor rendimiento del grano.

Cuanto menos relacionadas están las dos endogamias, más heterosis se produce. La producción de semillas híbridas depende del uso de las líneas endogámicas, que se desarrollan mediante la autopolinización de estigmas por el polen producido en la misma planta. Este proceso se repite a lo largo de varias generaciones, hasta que la línea endogámica se considera genéticamente pura y lo más homocigótica posible. Antes de la década de 1930, las “razas” o “variedades” de maíz eran polinizadas abiertas. En la cosecha, los granjeros seleccionaban visualmente las mazorcas más grandes y de mejor aspecto y guardaban los granos para sembrarlos en la próxima estación. Este método dio como resultado una selección “involuntaria” de ciertas características, favorables o desfavorables.

A medida que este proceso continuó, ciertas razas o variedades fueron seleccionadas con características definidas en diferentes regiones y se les dieron nombres locales, como Bloody Butcher, etc. En algunas áreas de producción de maíz del mundo, aún se utilizan diversas versiones de este proceso.

En los Estados Unidos se comenzó a usar semillas de maíz híbrido a principios de la década de 1920. El rendimiento del maíz híbrido fue demostrado en los años adversos de la década de 1930, cuando la demanda agrícola de semillas híbridas aumentó considerablemente. En los primeros años del uso de híbridos, la mayor parte fue el resultado de la cruce doble de reservas parentales, que usó cuatro líneas endogámicas parentales. A partir de la década de 1950, predominaron los híbridos de cruce única, mediante el uso de solo dos líneas endogámicas parentales, y ahora casi todas las semillas de maíz híbrido en los Estados Unidos constan de cruces únicas. Muchas áreas de producción de maíz fuera de los Estados Unidos aún usan híbridos de cruce doble y triple.

### **3.19.1 Ventajas y desventajas del uso de híbridos de maíz**

Entre las ventajas de los híbridos, en relación con las variedades criollas y las sintéticas, se pueden citar las siguientes:

- Mayor producción de grano.
- Uniformidad en floración.
- Altura de planta y maduración.
- Plantas más cortas pero vigorosas, que resisten el acame y rotura.
- Mayor sanidad de mazorca y grano; en general, mayor precocidad y desarrollo inicial.

Entre las desventajas el mismo autor señala:

- Reducida área de adaptación, tanto en tiempo como espacio (alta interacción genotipo ambiente).
- Escasa variabilidad genética que lo hace vulnerable a las epifitas.
- Necesidad de obtener semillas para cada siembra y su alto costo.
- Necesidad de tecnología avanzada y uso de insumos para aprovechar su potencialidad genética.
- Bajo rendimiento de forraje y rastrojo.

### 3.19.2 Características del híbrido Faisán

Faisán es un híbrido que pertenece a la empresa Asgrow® (Figura 50), es un maíz especialmente para Valles Altos, con un desempeño sobresaliente a través de los diferentes ambientes presentes en esta zona tiene una excelente germinación, un ciclo intermedio- tardío, la planta alcanza una altura de 2.25 a 2.45m, posee un color de grano blanco, tiene la característica de adaptarse a condiciones de punta de riego, así como a temporal, los días de floración van de 90 a 110 días (Figura 49), la densidad de plantas recomendada para este híbrido de maíz es de 85 mil semillas/hectárea (Monsanto, 2017), es uno de los pocos híbridos de maíz que se ha adaptado a su establecimiento en parcelas con alturas que van desde los 2,500 hasta los 2,800, msnm alcanzando un rendimiento de 7 a 8 t ha<sup>-1</sup>de grano. Se recomienda su uso para la producción de grano, forraje y paja (ICAMEX, 2012).

Características de la planta	
Ciclo	Inter-tardío
Floración femenina (días)	90-110
Altura de planta (cm)	225-245
Altura de mazorca (cm)	115-135
Acame de raíz (%)	1.0
Acame de tallo (%)	1.8

Características de grano	
Color	Blanco
Textura	Semicristalino
Número de hileras	14
Granos por hileras	35-37
Tipo de mazorca	Cónica
Días a cosecha	215-240

**Figura 49.** Características de planta y grano en híbrido Faisán®.

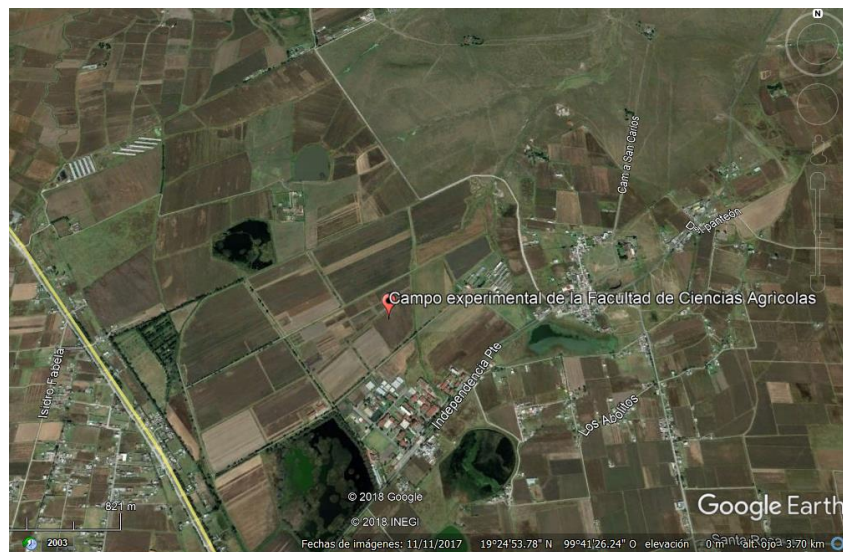


**Figura 50.** Mazorca de maíz variedad Faisán®.

## IV. MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.20 Ubicación del experimento

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en una superficie aproximada de 650 m<sup>2</sup> del campo experimental de la Facultad de Ciencias Agrícolas ubicado en el Campus Universitario “El Cerrillo” Piedras blancas, del Municipio de Toluca (Figura 51), con un clima predominante templado subhúmedo, una temperatura media anual de 13.7 °C. Está situada a 2,600 metros de altitud sobre el nivel del mar, Sus coordenadas geográficas son Longitud: 19° 24' 48", Latitud: -99° 40' 45".



**Figura 51.** Ubicación del experimento.

### 3.21 Fase laboratorio: Preparación del inóculo a base de microconidios y ascas

Para la elaboración de las suspensiones con los concentrados de microconidios se hirvieron 125 g de papa en ½ litro de agua (Figura 53), se enfrió y agregaron 2 cucharadas soperas de azúcar de mesa en un frasco, previamente se seleccionaron esclerocios y lavaron con agua, desinfectándolos con hipoclorito de sodio al 10% por 5 min. Los

esclerocios se colocaron en la suspensión azucarada en un agitador orbital durante 48 h a 20 rpm.



**Figura 53.** Cuantificación de microconidios en una cámara de neubauer con aumento a 40x.



**Figura 52.** 125 gramos de papa para elaboración de inóculo.

Posterior a 48 h, se tomó 1  $\mu\text{L}$  de la suspensión (Figura 55), y se colocó en una cámara de Neubauer bajo un microscopio óptico (Figura 52) para cuantificar el número de microconidios presentes en las áreas A, B, D, E de la cámara con un aumento de 40x (Figura 59), con la finalidad de obtener la concentración media, de acuerdo con la metodología indicada por (Tuite, 1969).



**Figura 55.** Desinfestación de esclerocios germinados, estípites y cabezuelas.

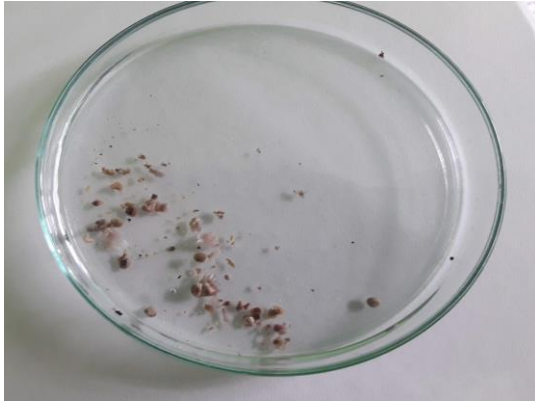


**Figura 54.** Micropipeta con suspensión de ascosporas y microconidios.

Para la obtención de ascosporas, los estípites de esclerocios germinados en carbón comercial se desinfestaron durante 5 min en una solución de hipoclorito de sodio al 10%, para cortar y molerlos en un mortero en 50 ml de agua destilada (Figura 54) con el fin de extraer las ascosporas presentes (Figura 56). Se tomó 1  $\mu\text{L}$  de la suspensión de ascosporas y se colocó en una cámara de Newbauer bajo un microscopio óptico en un aumento de 40X para determinar la concentración (Figura 58).

A partir de la concentración de ascosporas obtenida en cada suspensión, de los dos tipos de esporas, se realizaron diluciones para obtener las concentraciones de 500,000; 250,000; 100,000 y 50,000 (Figura 57).

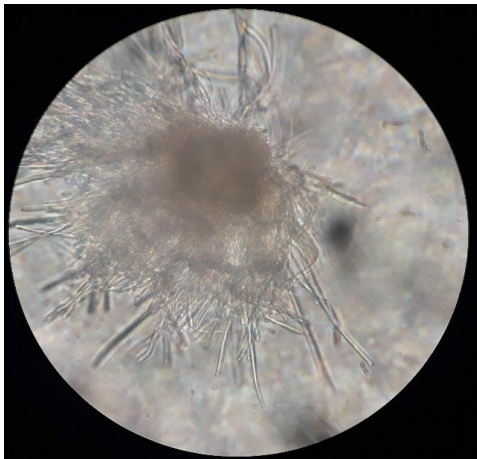




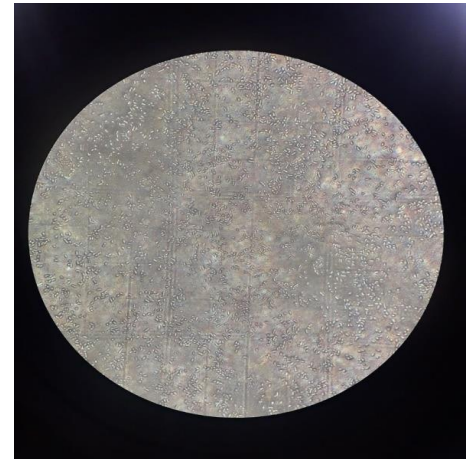
**Figura 57.** Cabezuelas de *Claviceps gigantea*.



**Figura 56.** Disoluciones de los concentrados de microconidios a 500,000; 250,00; 100,00 y 50,000.



**Figura 59.** Aspecto de Ascosporas 40x.



**Figura 58.** Aspecto de Microconidios 40x

### 3.22 Fase de campo

Durante el ciclo Primavera-verano 2018, en el campo 13 de la Facultad de Ciencias Agrícolas se establecieron cuatro bloques compuestos de 28 surcos, cada surco con una

longitud de tres metros. Todos sembrados con la variedad de maíz Faisán®. Se cultivaron de acuerdo con el programa tecnológico de producción de maíz del área de producción de la Facultad. En ningún momento del ciclo se utilizaron fungicidas.

### 3.22.1 Inoculación

Al momento de la emisión del estigma en los jilotes del maíz, se trasladaron las suspensiones al campo experimental para iniciar el proceso de inoculación en aquellas plantas consideradas idóneas por medio de la técnica de inyección. Para cada tipo de concentración se utilizaron 5 ml por planta (Figura 60).



**Figura 60.** Inoculación de plantas por medio de la técnica de inyección con microconidios y ascosporas.

Las plantas con las suspensiones de microconidios fueron inoculadas los días 112, 118, 119, y 130 días después de la siembra mientras que las plantas de los tratamientos a base de ascosporas se inocularon los días 115, 118 y 133 días después de la siembra. Para identificar la planta inoculada se eliminó la hoja del jilote. Cada tratamiento fue identificado con una etiqueta (Figura 61).



**Figura 62.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 100,000 ascosporas.



**Figura 61.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 250,000 ascosporas.



**Figura 63.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 500,000 microconidios.



**Figura 64.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 500,000 ascosporas.



**Figura 65.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 250,000 microconidios.



**Figura 66.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 50,000 ascosporas.



**Figura 67.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 50,000 microconidios.



**Figura 68.** Etiquetado de tratamiento en la parcela con dosis 100,000 microconidios.

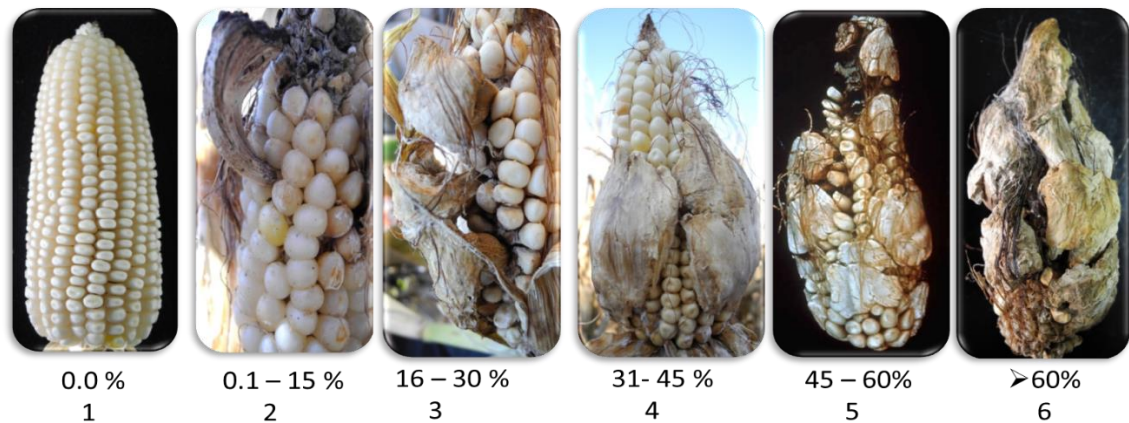
### 3.23 Variables a evaluar

#### 3.23.1 Incidencia

La incidencia se registró durante la etapa posterior a la inoculación y previo a la cosecha de maíz, y se determinó como el cociente que resulta de dividir el total de mazorcas infectadas, entre el total de mazorcas inoculadas multiplicado por 100. Se determinaron los días a la emisión del signo de la enfermedad por tipo de espora.

#### 3.23.2 Severidad

La severidad se estimó visualmente, utilizando la escala diagramática arbitraria (Figura 69). Se consideró como área dañada a la superficie cubierta por los esclerocios que cubrieron los granos de maíz.



**Figura 69.** Escala diagramática arbitraria de severidad de *Claviceps gigantea* en maíz.

Se colectó la información climatológica presente durante el ciclo del cultivo de la estación automática del Laboratorio de Eco fisiología del Centro de Investigación y Estudios avanzados, así como de la estación climática ubicada en la Facultad dependiente de la CONAGUA.

### **3.23.3 Unidades calor**

Para la determinación de las horas calor se consideró las temperaturas máximas ambiental – temperatura mínima de crecimiento dividida entre dos. Se consideró como temperatura base a 10° que corresponden a la reportada para *Claviceps purpurea* (Miedane, 2015) debido a la carencia de información en *Claviceps gigantea*.

Dichas horas se contabilizaron para microconidios y ascosporas desde la fecha de inoculación hasta el día en que se observaron los primeros signos del hongo.

### **3.24 Diseño experimental**

Se utilizó un diseño experimental de parcelas divididas, las parcelas mayores correspondieron a los 2 tipos de esporas o inóculos (microconidios, ascosporas), y las parcelas menores incluyeron las 4 concentraciones de inóculo (500,000; 250,000; 100,000 y 50, 000) con 6 repeticiones (Figura 62, 63, 64, 65, 66, 67 y 68).

Los resultados obtenidos se analizaron estadísticamente por medio de un análisis de varianza con el programa SAS versión 9.0. En el caso de que una variable indicara la existencia de diferencia significativa, se procedió a realizar la separación de medias con la prueba de Tukey  $\alpha$  0.05%.

## V. RESULTADOS

La incidencia determinada en el presente trabajo indicó que el híbrido Faisán® (Asgrow) es un hospedante sensible a la infección por *C. gigantea*, que expresa la enfermedad cuando es infectado tanto por microconidios como por ascosporas. Los primeros signos del hongo se observaron a los 40 días después de la inoculación (Figura 79), con una acumulación de 520 h calor para el caso de ascosporas y de 820 h calor para la observación de esclerocios originados por la inoculación de microconidios, considerando la temperatura base de 10° C.

Los esclerocios fueron observados en la parte apical de la mazorca y se desprendieron poco tiempo después (Figura 80) de tal forma, que al día de la cosecha ya no se observaron, sin duda esta estructura representa el inóculo primario de la enfermedad para el siguiente ciclo de cultivo.

El análisis de varianza indicó la existencia de diferencia significativa para factor espora y diferencia altamente significativa para dosis o concentración de inóculo (Cuadro 1), Para el resto de las variables no hubo diferencias significativas.

**Cuadro 1.** Resultado del análisis de varianza para la variable incidencia considerando los dos tipos de inóculo.

<b>F</b>	<b>GL</b>	<b>F-Valor</b>	<b>Pr&gt;F</b>
<b>Espora</b>	1	6.39	0.0155*
<b>Bloque</b>	5	0.53	0.7529 <sup>ns</sup>
<b>Espora*bloque</b>	5	0.96	0.4558 <sup>ns</sup>
<b>Dosis</b>	4	4.75	0.0031**
<b>Espora*dosis</b>	4	1.89	0.1315 <sup>ns</sup>
<b>Error</b>	40		
<b>Total</b>	59		
<b>C.V. (%)</b>	67.25751		

\*\*Altamente significativo ( $P \leq 0.001$ ); \*Significativo ( $P \leq 0.05$ ); <sup>n.s.</sup> No significativo



**Cuadro 2.** Separación de medias para el factor tipo de espora inoculadas en estigmas de maíz variedad Faisán.

<b>Esporas</b>	<b>Incidencia %</b>
Ascosporas	16.92 a*
Microconidios	8.15 b

\*Valores de las medias en la columna con la misma letra indican igualdad en términos estadísticos. Tukey  $\alpha = 0.005$ .

La separación de medias para el tipo de esporas indicó que la fuente de inóculo a base de ascosporas fue la que indujo el mayor nivel de incidencia y severidad de diente de caballo; de tal forma que, en incidencia, expresó un 50% más de mazorcas infectadas (Cuadro 2), con respecto a microconidios; así mismo fue la única que indujo la formación de esclerocios a los 40 días, por lo que este tipo de espora evidenció su capacidad de generar nuevo inóculo o estructuras reproductivas en un menor tiempo. Para el caso de los microconidios, la presencia de esclerocios visibles en la mazorca fue más lento (Figura 81, 82 y 84) respecto a lo determinado con ascosporas.

**Cuadro 3.** Separación de medias para el factor dosis de inóculo introducido a estigmas de maíz de la variedad Faisán®.

<b>Factor dosis</b>	<b>Medias</b>
100	17.59 a *
250	15.57 a
500	15.39 a
50	0.98 ab
0	0.3b

\*Valores de las medias en la columna con las mismas letras indican igualdad en términos estadísticos Tukey  $\alpha=0.05$ .

La separación de medias para la variable concentración de inóculo (dosis) indicó que la concentración de 100,000 esporas propició la mayor incidencia de diente de caballo en la variedad Faisán®, seguido de la concentración de 250,000 esporas que fueron estadísticamente diferentes a 50,000 y 0 esporas (Cuadro 3).

**Cuadro 4.** Separación de medias del daño causado por ascosporas.

<b>Factor dosis</b>	<b>Medias</b>
100	55.83 a *
50	26.65 a
500	21.46 a
250	17.63 b
0	0 b

\*Valores de las medias en la columna con las mismas letras indican igualdad en términos estadísticos Tukey  $\alpha=0.05$ .

Los resultados indicaron que la concentración de ascosporas a 100 fue la que generó un mayor daño en las mazorcas inoculadas. La separación de medias indicó que dicha concentración fue estadísticamente diferente respecto a las restantes. Por otro lado, las concentraciones de 500,000; 250,000 y 50,000 (Figura 75, 77 y 78) son las que presentaron el menor daño (Cuadro 4).

**Cuadro 5.** Separación de medias del daño causado por microconidios.

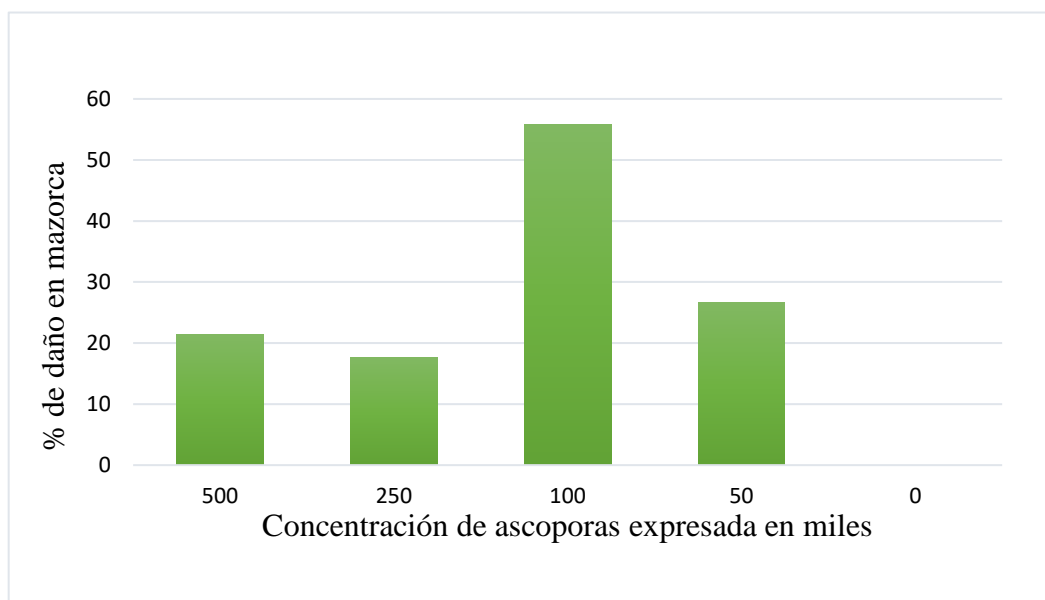
Factor dosis	Medias
50	17.81 a *
500	7.45 a
250	7.45 a
50	7.45 a
0	0 a

\*Valores de las medias en la columna con las mismas letras indican igualdad en términos estadísticos Tukey  $\alpha=0.05$ .

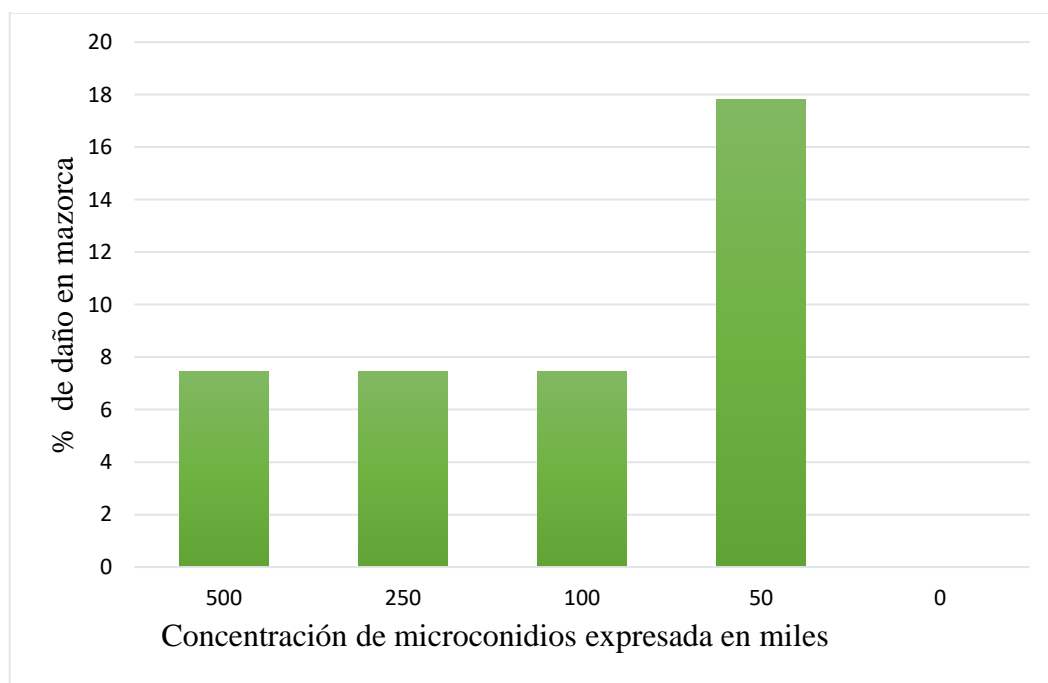
Respecto al uso de microconidios como fuente de inóculo, las 4 concentraciones indujeron daño, y todas fueron estadísticamente similares (cuadro 5) pero sus valores de daño fueron menores respecto al originado por el inóculo a base de ascosporas.

En la Figura 73, se observa que la dosis de 100,000 ascosporas fue la que indujo la mayor incidencia de diente de caballo, para el caso de microconidios la dosis de 50,000 presentó la mayor incidencia (Figura 72).

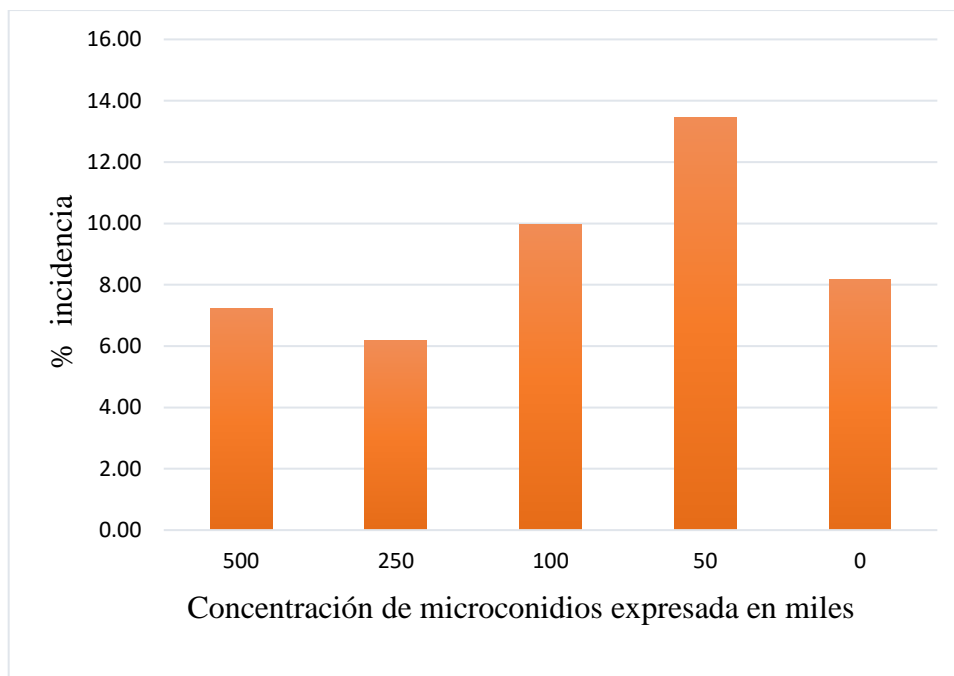
La severidad expresada en la mazorca por cada tipo de inóculo y su concentración, indicó que ascosporas a 100,000 genero el mayor daño en la mazorca; es decir produjo mayor cantidad de esclerocios y de mayor tamaño (Figura 70 y 76), mientras que la menor cantidad de daño siempre se observó con microconidios, sin embargo es de destacar que la concentración de microconidios a 50,000 presento daño en las mazorcas (Figura 71).



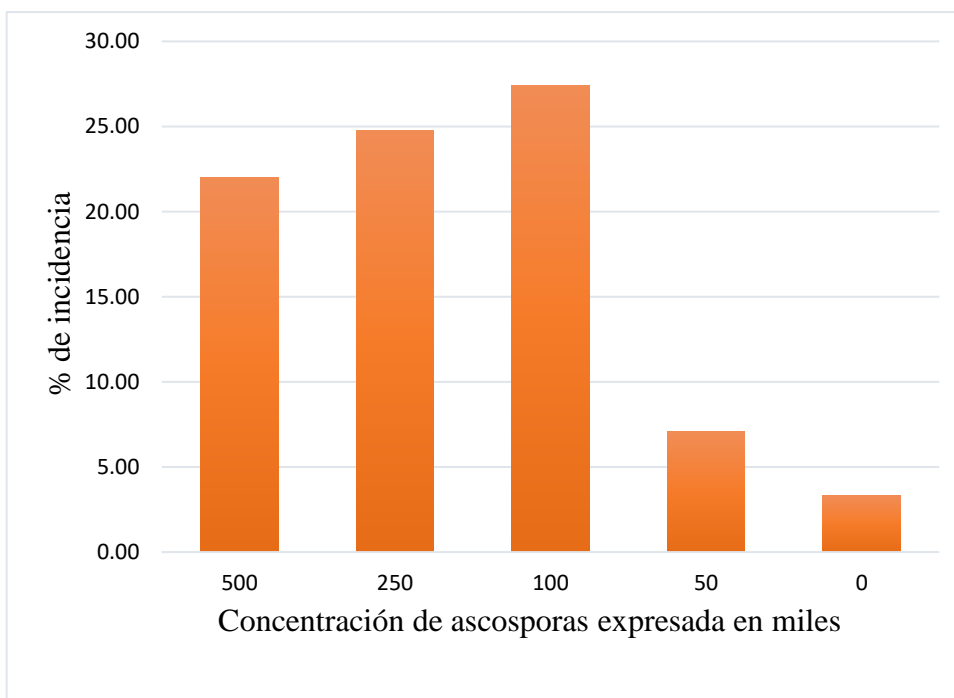
**Figura 70.** Nivel de severidad (%) de *C. gigantea* en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, con diferentes concentraciones de ascoporas.



**Figura 71.** Nivel de Severidad (%) de *C. gigantea* en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, con diferentes concentraciones de microconidios.



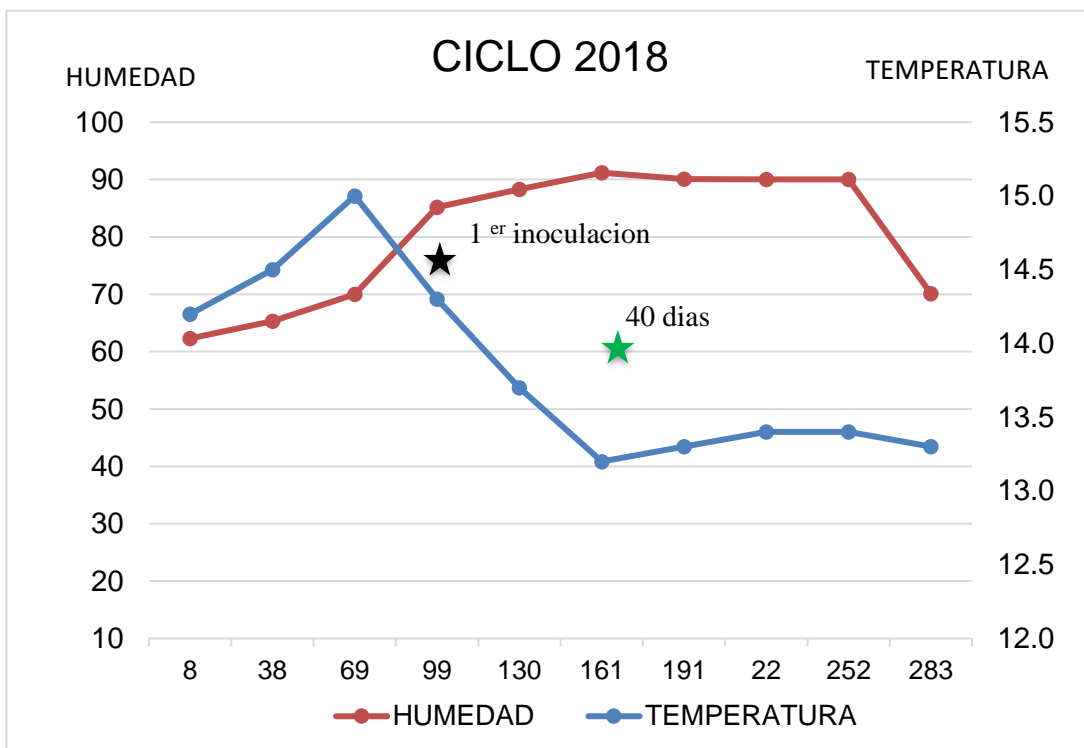
**Figura 72.** Incidencia (%) en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, inoculadas con diferentes concentraciones de microconidios.



**Figura 73.** Incidencia (%) en mazorcas de la variedad de maíz Faisán®, inoculadas con diferentes concentraciones de ascosporas.

## VI. DISCUSIÓN

La presencia de los signos del hongo en mazorcas inoculadas con ascosporas se presentó a los 40 días, que concuerda con lo reportado por Solano (2017), quien determinó un periodo de 60 días para observar la aparición de esclerocios en híbridos comerciales de maíz; la presencia de los signos de *Claviceps gigantea* fue favorecida por una mayor intensidad de lluvias a partir del día de la inoculación y dentro del ciclo de cultivo 2018. Las precipitaciones iniciaron a los 99 dds y se prolongaron hasta los 252 dds promoviendo condiciones favorables para la expresión de la enfermedad y la presencia de esclerocios a los 40 días después de la inoculación, aunado a temperaturas que variaron entre los 13 y 14.5 ° registradas en dichos meses (Figura 74), datos que coinciden con lo reportado por (Fucikovsky & Moreno, 1971) quienes indican temperaturas medias anuales de 13-15° como las óptimas para el desarrollo de esta enfermedad.



**Figura 74** .Grafica de temperaturas y humedad durante ciclo 2018.

Se puede considerar que la fuente de inóculo para inducir adecuados niveles de incidencia en pruebas de resistencia, ya sea en la variedad Faisán® o en futuros programas de mejoramiento, fue la concentración de 100,000 ascosporas; a la fecha no existen reportes en los que se indiquen haber inducido la enfermedad de forma artificial. Los presentes resultados marcan el primer indicio sobre estas variables, y representan un avance en el conocimiento de este hongo endémico del Valle de Toluca.



**Figura 75.** Presencia de esclerocios en concentraciones de 250,000 ascosporas.



**Figura 76.** Presencia de esclerocios en concentraciones de 100,000 ascosporas.



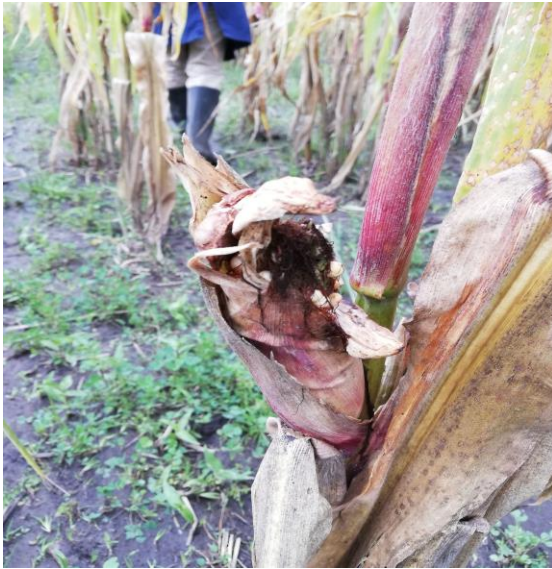
**Figura 78.** Presencia de esclerocios en concentraciones de 50,000 ascosporas.



**Figura 77.** Poca presencia de esclerocios en concentración de 500,000 ascosporas.



Estos resultados pueden ser de utilidad en los diferentes ensayos de mejoramiento genético tendientes a evaluar la resistencia en nuevos maíces, el comportamiento de los híbridos comerciales a la enfermedad, así como en la evaluación de la virulencia de posibles cepas de *Claviceps gigantea*.



**Figura 79.** Presencia de signos (esclerocios) a los 40 días de inoculación



**Figura 80.** Presencia de *Claviceps gigantea* en la parte apical de la mazorca.



**Figura 82.** Esclerocios presentes en dosis 500,000 microconidios.



**Figura 81.** Esclerocios presentes en dosis 250,000 microconidios.



**Figura 83.** Comparación de una mazorca sana con una mazorca totalmente infectada.



**Figura 84.** Esclerocios presentes en dosis 50,000 microconidios.

De forma similar a la incidencia, en el parámetro de severidad se determinó que las ascosporas tuvieron la mayor capacidad de expresar signos, con una mayor superficie de cobertura de daño sobre la mazorca, indicativo de una mayor agresividad en este tipo de inóculo, lo que le permite generar una mayor cantidad de fuente de inóculo para los siguientes ciclos agrícolas ( Figura 83).

El hecho de que sean las ascosporas originadas a partir de los estípites emergidos de los esclerocios las que inducen la mayor cantidad de enfermedad en menor tiempo sugiere que ésta es el tipo de espora que origina la infección, de forma natural, en los campos de maíz del Valle de Toluca más que los conidios de *Sphacelia* spp., por lo que se puede asumir que las ascosporas expulsadas por las cabezuelas formados en los estípites germinados, llegan a una cierta distancia, posiblemente no muy lejana, al ser descargadas a nivel del suelo, distribuyéndose en las inflorescencias de las plantas de maíz cercanas al sitio de expulsión. Lo anterior soporta el principio de manejo preventivo de la enfermedad en que los esclerocios no debe dejarse sobre el suelo de la parcela de maíz; sin embargo es posible que las ascosporas sean transportadas por otros elementos como el viento, la lluvia y/o insectos; sin embargo, los resultados obtenidos permiten soportar la idea de que

las ascosporas son la fuente de inóculo primario para el desarrollo de *C. gigantea* en un menor tiempo.

Las estimación de 520 horas calor para la expresión de los signos de la enfermedad cuando se indujo por ascosporas y de 850 para el caso de microconidios, puede ser de utilidad como parámetro para evaluar cultivares de maíz que expresen algún tipo de resistencia o escape, además de posibles medidas de control si la epidemia se expresa de forma severa.

Por otro lado, en los microconidios es necesario conocer su fuente de origen que, si bien se consideran los esclerocios, depositados en el suelo, es necesario enfatizar el conocer el mecanismo de diseminación por el cual logran llegar hasta los estigmas, pero lo determinado en el presente trabajo podría explicar las infecciones tardías que suceden en campo al inducir la presencia de signos del hongo en un mayor lapso.

Considerando los resultados de las dos fuentes de inóculo, se sugiere que un posible método de control de la enfermedad es reducir la fuente que origina las ascosporas, es decir los esclerocios. Hasta el ciclo agrícola 2018, no se reporta métodos específicos de control en campo para *Claviceps gigantea* (Richardson, 1990). Pero la eliminación de la fuente de inóculo o esclerocios es una de ellas; es recomendable realizarla de forma manual y no mecánica al evitar que los esclerocios se queden o sean depositados y tirados en el campo, al momento de la cosecha. La práctica de los operarios de retirar el esclerocio de la mazorca con el piscador al momento de la cosecha debe de cambiar, ya que, al dejarlos en el suelo, representan la fuente de inóculo para los siguientes ciclos.

En la actualidad la cosecha de maíz en el Valle de Toluca se realiza con maquinaria agrícola dada la escasez de mano de obra, ésto es una buena alternativa de eliminación de esclerocio debido a que los esclerocios se recolectan y depositan en bodegas junto con el grano; pero será necesario realizar una limpieza y selección del maíz para separar los esclerocios que posteriormente deben ser enterrados en un predio no agrícola, específicamente en una pequeña fosa, cubrirlos con cal y suelo con la finalidad de confinar el inóculo de la enfermedad.

## VII. CONCLUSIONES

La concentración de 100,000 ascosporas es la dosis que propicio en menor tiempo los signos de *Claviceps gigantea* en la variedad de maíz de Faisán®.

Las ascosporas son la fuente de inóculo que indujo la mayor incidencia y severidad.

Las ascosporas son la fuente de inóculo primario para la propagación de la enfermedad *Claviceps gigantea* “diente de caballo”.

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Bauer, M. d. L. (1984). Fitopatología. Primera edición ed. Limusa. México. 480 p.
- Bucio, L. (2003). The role of nutrient availability in regulating root architecture. *Plant Biol.*, 6: 280-287.
- CESAVEG. (2018). Campaña de manejo fitosanitario en maíz. [En línea] Disponible en: [http://www.cesaveg.org.mx/html/folletos/folletos\\_11/folleto\\_maiz\\_11.pdf](http://www.cesaveg.org.mx/html/folletos/folletos_11/folleto_maiz_11.pdf). Último acceso: 4 marzo 2019.
- Chocano, A. P. (2010). Generalidades del cultivo de maíz. Disponible en: [https://previa.uclm.es/area/ing\\_rural/Proyectos/AntonioPavon/07-AnejoV.pdf](https://previa.uclm.es/area/ing_rural/Proyectos/AntonioPavon/07-AnejoV.pdf) Último acceso: 20 de Febrero de 2020.
- CIMA. (2019) . Importaciones y Exportaciones de Maíz. Disponible en: [https://www.cima.aserca.gob.mx/work/models/cima/pdf/ci\\_ie/2019/Importaciones\\_exportaciones\\_maiz\\_281119.pdf](https://www.cima.aserca.gob.mx/work/models/cima/pdf/ci_ie/2019/Importaciones_exportaciones_maiz_281119.pdf). Último acceso: 20 de Febrero de 2020.
- CIMMYT. (2004). Enfermedades del maíz: una guía para su identificación en el campo. Mexico D.F. CIMMYT.
- CNPAMM. (2007). “El maíz: Logros, prospectiva y propuestas. Estrategias para ordenar el mercado del maíz”. UNAM. México
- CONACYT. 2019. Maíz. Disponible en: <https://www.conacyt.gob.mx/cibiogem/index.php/maiz>. Último acceso: 3 Julio 2019.
- Contreras, F. (1998). Detección, Etiología y Epidemiología del Ergot (*Sphacelia sorghi* Mc Rae) sobre el cultivo el cultivo del sorgo (*Sorghum bicolor* L.). Mexico: Tesis UAAAN.
- Díaz, L. S. (2003). Incidencia y Severidad del Cornezuelo (*Claviceps africana* Frederickson, Mantle and de Millano) en Híbridos Comerciales de Sorgo [*Sorghum*

*bicolor* (L.) Moench.] en la Ciénega de Chapala, Jalisco, México. Revista Mexicana de Fitopatología 21(1): 26-32.

FAO. (2007). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. [En línea] Disponible en: <http://www.fao.org/economic/economia-del-desarrollo-agricola/seed2d/projects2/marketsseedsdiversity/casestudies/mexico/es/> Último acceso: 12 Marzo 2018.

FIRA. (2016). Panorama agroalimentario. Disponible en: [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200637/Panorama\\_Agroalimentario\\_Ma\\_z\\_2016.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200637/Panorama_Agroalimentario_Ma_z_2016.pdf). Fecha de consulta: 3 de Julio de 2019

Fournier, G. (1996). "El maíz y la tortilla en la historia prehispánica". En: La industria de la masa y la tortilla. Desarrollo y tecnología. : UNAM. México.

Fucikovsky, L. (1971). Distribution of *Claviceps gigantea* and its percent attack of two lines of corn in the state of Mexico. Plant Disease Reporter 55: 231-233.

Grzesiak, M. T. (2009). Impact of soil compaction on root architecture, leaf water status, gas exchange and growth of maize and triticale seedlings. Plant Root 3: 10-16.

Gutiérrez-Peralta, R. (2014). Productividad y caracterización morfológica de maíces híbridos con nitrógeno al suelo y foliar. Revista Científica Biológico Agropecuaria Tuxpan. 432-441.

Hochholdinger, K. W. (2004). Genetic dissection of root formation in maize (*Zea mays*) reveals root-type specific development programmes. Annals of botany 93: 359-368.

ICAMEX (Instituto de Capacitación Agropecuaria, Acuicola y Forestal del Estado de México. 2012. Informe del director general: resultados sobresalientes de los proyectos y actividades realizadas durante 2011. Disponible en: [https://www.ipomex.org.mx/recursos/ipo/files\\_ipo/2013/28/7/2fdcf9d78f7d769139d827ebeb3ffcfa.pdf](https://www.ipomex.org.mx/recursos/ipo/files_ipo/2013/28/7/2fdcf9d78f7d769139d827ebeb3ffcfa.pdf). Fecha de consulta: 2 de Febrero de 2020.

Jugenheimer, R. W. 1981. Maíz, Variedades Mejoradas, Método de cultivo y Producción de semillas. Limusa S.A. Mexico DF. p. 670.

- Kato, T., Mapes, C., Mera, L. M., Serratos, J. A. y Bye, R.A. (2009). Origen y diversificación del maíz. Una revisión analítica. UNAM, Conabio, Semarnat. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Mexico. 116 pp
- Lopez, A., Donnet, D. y Flores, L. 2013. La importancia de los nichos de mercado. Revista Fitotecnia Mexicana 36 (3): 315-328.
- Miedane, T. (2015). Toxins. US National Library of Medicine. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4379517/#B45-toxins-07-00659>.  
Último acceso: 28 febrero 2019.
- Monsanto. (2017). Faisan. ASGROW MEXICO. Disponible en: <https://www.asgrow.com.mx/esmx/detalles.html/corn/valles%20altos%20altos/faisan>.  
Último acceso: 11 Mayo 2018.
- NCBI. (2019). (National Center for Biotechnology Information) Taxonomy Browser. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax>.  
Último acceso: 4 Mayo 2018.
- Ochoa, R. C. y Ortega, R. (2013). El maíz: un legado de México para el mundo. Claridades Agropecuarias. pp. 3-16.
- Paliwal, R. L. (2001). El maíz en los trópicos, Mejoramiento y producción. Colección FAO: Producción y Protección Vegetal 28: 323-335.
- Pažoutová, S. (2001). The phylogeny and evolution of the genus *Claviceps*. Mycological Research 105(3): 275-283.
- PIONEER. (2015). Maíz, crecimiento y desarrollo. Disponible en: [https://www.pioneer.com/CMRoot/International/Latin\\_America\\_Central/Chile/Servicios/Informacion\\_tecnica/Corn\\_Growth\\_and\\_Development\\_Spanish\\_Version.pdf](https://www.pioneer.com/CMRoot/International/Latin_America_Central/Chile/Servicios/Informacion_tecnica/Corn_Growth_and_Development_Spanish_Version.pdf).  
Última fecha de consulta: 20 de Febrero de 2020.
- Richardson, M. (1990). An annotated list of seed-borne diseases. En: The International Seed-Testing Association. Zurich, Switzerland: s.n.

- Romero, S. C. (1993). Hongos fitopatogenos. Primera edicion. Universidad Autonoma de Chapingo. Texcoco, México.
- Ruiz, M. Á. (2018). Principales enfermedades en el cultivo de maíz. Unisem. Disponible en: <https://semillastodoterreno.com/2018/09/principales-enfermedades-del-cultivo-de-maiz>. Último acceso: 4 Marzo 2019.
- SAGARPA. (2013). Proyecto de Agricultura de autoconsumo. Disponible en: <https://www.gob.mx/agricultura%7CQuintanaroo/articulos/reporta-sagarpa-avance-de-95-en-proyecto-de-agricultura-de-autoconsumo-152888Ñ> Última fecha de acceso: 4 de marzo de 2019.
- SAGARPA. (2015). Agenda Tecnica Agricola del Estado de Mexico. Disponible en: [https://issuu.com/senasica/docs/15\\_edomex\\_2015\\_sin](https://issuu.com/senasica/docs/15_edomex_2015_sin). México: SENASICA-SADER. Última fecha de acceso: 16 de Enero 2020.
- SIAP. (2007). Situación Actual y Perspectivas del Maíz en México 1996 - 2012. Disponible en: [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_nlinks&ref=5469363&pid=S0187-7380201300050000400044&lng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=5469363&pid=S0187-7380201300050000400044&lng=es). Fecha de Último acceso: 17 Abril 2018.
- Solano, B. A. R. (2017). Identificación, Análisis, Cuantificación y enfoque toxicológico de compuestos secundarios de *Claviceps gigantea*. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Edo. de México. pp. 39-40.
- Sosa, M. U. (2015). IREKANI Instituto de Biología UNAM. Disponible en: <http://unibio.unam.mx/irekani/handle/123456789/32045?proyecto=Irekani> Fecha de Último acceso: 10 Mayo 2018.
- Tapia, C. (2014). Retrato Microbiológico. Revista Chilena Infectol 1(31): 85-86.
- Tuite, J. F. (1969). Plant Pathological Methods: Fungi and Bacterial. Segunda edición. E. d. Lafayette. Department of botany and plant pathology. Indiana, USA. 239 p.
- Turrent, F. A. (2009). El potencial productivo del maíz. Instituto Nacional de investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Ciencias 1:126-129 pp.