



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**Efecto de la luz UV-C sobre la calidad fisiológica
y sanitaria del maíz amarillo *Zea mays* L (familia
Poaceae) procedente de Santa Úrsula
Chinconquiac, Puebla, México.**

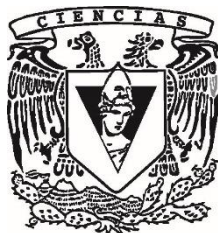
T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGA

P R E S E N T A:

JOANA MARTHA FERNÁNDEZ GUTIÉRREZ



DIRECTOR DE TESIS:

DRA MARÍA CRISTINA JULIA PÉREZ REYES

**CIUDAD UNIVERSITARIA, CD, MX.
2021**



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Agradecimientos

Mi profundo agradecimiento a la Doctora María Cristina Julia Pérez Reyes, por su dirección, tutoría, supervisión y revisión de este trabajo. Así como a su guía experta y trato humano, que me ayudó a no perder el horizonte en medio de problemas de salud y una pandemia mundial, para conseguir así, concluir un trabajo que, en otras circunstancias, me habría sido difícil realizar.

Mi más grande agradecimiento a la Doctora Gabriela Sánchez Hernández, por su orientación en el laboratorio y el apoyo en la revisión de este trabajo, ayudándome con sus sabios consejos y confianza puesta en mí a llegar hasta el final de este trabajo en mitad de una pandemia mundial.

A la Doctora María Magdalena Contreras Pacheco, por su ayuda en la revisión y corrección del trabajo, por brindarme su tiempo y conocimientos en evaluar la calidad del mismo para poder mejorar aspectos puntuales y entregar un trabajo en forma.

A la Maestra en Ciencias Guadalupe Vidal Gaona, por su empatía durante la carrera y la revisión de este trabajo escrito. Su calidez como ser humano y su interés en este trabajo, me fueron de gran ayuda.

A la Doctora Nancy Contreras Moreno, por su atención y amable guía en la revisión y corrección de la tesis. Gracias a su evaluación, pude encontrar una mejor manera de concluir este trabajo escrito.

A la Bióloga Elva Bazán Mora, por su certera guía en la evaluación de este trabajo. Gracias a sus comentarios, pude atender a detalle, otros aspectos del trabajo con más enfoque.

A la Doctora Claudia Hernández Aguilar y al Doctor Arturo Domínguez Pacheco, del Instituto Politécnico Nacional-ESIME Zacatenco, por la aportación del prototipo de radiación de granos y semillas con luz UV-C, sin el cual, este trabajo no habría sido posible.

Agradezco el apoyo de UNAM-DGAPA-PAPIME con el Proyecto PE-206620

Dedicatoria

Esta tesis está dedicada a:

A mi abuela Celia (q.e.p.d), porque cada una de sus acciones, influyeron en la persona que soy. Por elegirme cuando más la necesité y por permanecer a mi lado por tantos años. Por nunca soltar mi mano.

A mi madre María, quién me enseñó el camino del trabajo duro y de la perseverancia. De aprender de los errores y nunca rendirse. “Si te caes diez veces, te vas a levantar once”. Por todo el sacrificio, por todo el apoyo, por todo el amor.

Gracias, siempre.

Índice

RESUMEN	8
INTRODUCCIÓN	9
CAPÍTULO I. ANTECEDENTES	10
1.1 Generalidades del maíz.....	10
1.2 Estructura del grano	11
1.3 Valor nutrimental y composición química.....	11
1.4 Fisiología del maíz.....	12
1.5 Usos del maíz amarillo en la industria alimentaria	13
1.6 Usos del maíz amarillo en la industria pecuaria	13
1.7 Uso de maíz, como Forraje Verde Hidropónico (FVH)	13
1.8 Hongos que invaden el grano	15
1.9 Ecología de hongos en granos y semillas.....	17
1.10 Principales micotoxinas	18
1.11 Micotoxicosis	22
1.12 Métodos de control.....	23
CAPÍTULO II. OBJETIVOS.....	24
2.1 Objetivo general	24
2.2 Objetivos particulares	24
CAPÍTULO III. MATERIALES Y MÉTODOS	25
3.1 Procedencia del grano de maíz amarillo	25
3.2 Pruebas para determinar el estado inicial del grano	25

3.2.1 Limpieza y homogeneización de la semilla.....	25
3.3 Calidad física del grano de maíz amarillo	26
3.3.1 Medición del grano.....	26
3.3.2 Determinación del contenido de humedad.....	26
3.3.3 Peso hectolítrico	26
3.4 Calidad fisiológica.....	27
3.4.1 Pruebas de germinación y vigor	27
3.4.2 Identificación de la microbiota endógena y exógena inicial.....	27
3.4.3 Irradiación del grano con luz UV-C con y sin pretratamiento de remojo.	28
3.4.4 Evaluación de peso seco en plántulas irradiadas con luz UV-C	29
3.4.5 Evaluación de longitud media de plúmula y microbiota encontrada posterior a la irradiación	30
3.5 Evaluación de la microbiota endógena y exógena en semillas de maíz amarillo posterior a la irradiación con luz UV-C	30
3.6 Identificación y caracterización de la microbiota presente en las semillas de maíz amarillo irradiadas con luz UV-C.....	31
CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
4.1 Caracterización física del grano.....	32
4.2 Calidad fisiológica previa a la irradiación con luz UV-C	33
4.2.1 Pruebas de germinación y vigor	33
4.3 Determinación e identificación de la microbiota inicial endógena y exógena	33
4.4 Calidad fisiológica posterior a la irradiación con luz UV-C	34
4.4.1 Índice de evaluación de plúmula IEDP	34

4.4.2 Efecto de la luz UV-C en maíz amarillo sin remojo y con remojo sobre su calidad fisiológica y sanitaria de plántulas	35
4.5 Evaluación de microbiota endógena y exógena en semillas de maíz amarillo posterior a la irradiación con luz UV-C	38
4.6 Identificación y caracterización de microbiota	43
Capítulo V. Conclusiones	60
Recomendaciones	61
Referencias.....	62

RESUMEN

El maíz es uno de los cereales más importantes en México, el maíz blanco se destina principalmente al consumo humano y el amarillo se destina a la industria de alimentos balanceados para la producción pecuaria, industria almidonera y en menor proporción para autoconsumo. Este grano, es parte de la alimentación de los mexicanos y se prepara en diferentes formas como: tamales, elote, esquites, tlaxcales, tortilla y bebidas fermentadas. En 2019, se sembró una superficie total de 430,001 hectáreas de maíz en el país. Es muy importante mitigar el daño en granos y semillas de maíz amarillo, así como evitar la producción de sustancias perjudiciales a la salud humana y animal como micotoxinas, es de gran importancia, y para ello se han empleado distintos métodos para erradicar a los agentes patógenos de granos y semillas. Entre los que se encuentra, la radiación de los granos con luz UV-C. En este trabajo, se irradiaron muestras de maíz amarillo (*Zea mays* L.) híbrido cortesano con luz UV-C a 254nm con un tratamiento previo de remojo por 24 horas a un lote de dos lotes en este experimento. Los tiempos de exposición a la luz UV-C fueron de 5, 10 y 15 minutos. Para posteriormente evaluar el tratamiento más efectivo. En el vigor se mostró un efecto positivo a los 10 minutos, aumentando un 31.63% con respecto al control, favoreciendo así la calidad fisiológica. Además, de observarse una tendencia en el aumento de longitud media de plúmula a los 15 minutos en semillas sin remojo previo. La luz UV-C tuvo un efecto fungistático en la micobiota presente en las semillas de maíz, a una longitud de onda de 700 W/ m², la cual redujo la micobiota hasta un 41.37% en la semilla con remojo a un tiempo de exposición de 10 minutos, y el mayor efecto alcanzado fue en la semilla sin remojo con una reducción de un 73.22% en la micobiota exógena con respecto al control. En este trabajo fueron identificadas cuatro especies del género *Fusarium*, seis especies del género *Penicillium*, dos especies del género *Aspergillus*, una cepa del género *Mucor* sp y un aislado del género *Rhizopus* sp. Todos los hongos mencionados anteriormente, son patógenos del maíz, ocasionando diversas enfermedades en la planta, además de producir de micotoxinas, capaces de provocar daños a la salud de los consumidores finales.

INTRODUCCIÓN

La seguridad alimentaria es un tema de preocupación a nivel mundial pero principalmente en países en vías de desarrollo, el estado de los alimentos, así como la presencia de los potenciales y diversos patógenos que los invaden, como los mohos productores de micotoxinas pueden representar un riesgo potencial para la salud humana y animal, estos hechos tienen relevancia tanto en el sector salud como en la economía de un país. Para mitigar el daño provocado en granos y semillas por diversos patógenos, se han utilizado distintos métodos para el control o erradicación de éstos. La irradiación con luz ultravioleta, es un método que ha sido utilizado para la esterilización del aire y superficies de frutas y verduras con el objetivo de eliminar agentes patógenos como los hongos (Rivera *et al.*, 2007).

Cualquier producto agrícola es blanco de ser afectado por una gran variedad de hongos que son capaces de infectarlo en cualquier momento de su proceso, desde el campo, cosecha y almacenamiento (SAGARPA, 2016), siendo entonces, estos hongos clasificados como de campo, almacén o deterioro avanzado dependiendo del momento en el que infectan al grano, esta clasificación fue propuesta principalmente por Christensen y Kauffman (1969) desde un punto de vista ecológico. Algunos patógenos de granos y semillas, como el género *Fusarium spp* han sido considerados como los principales agentes causales de enfermedades (Dinolfo *et al.*, 2014), otros hongos como *Aspergillus spp* presenta especies capaces de invadir granos y semillas, que además de inducir daño, pueden sintetizar también micotoxinas pudiendo poner en riesgo la salud de quien las consume, como el caso de las llamadas aflatoxinas (Londono, 2017). Debido a la alta prevalencia y diversidad de hongos que invaden granos y semillas, se han desarrollado diversos métodos para combatirlos, tanto en campo como durante el almacenamiento y prevenir los problemas relacionados con micotoxinas. Siendo uno de estos métodos, la irradiación de luz UV-C empleada como agente fungistático en granos para consumo humano y animal. En ocasiones este método puede ser combinado con otros métodos para obtener mejores resultados y así disminuir el uso de fungicidas sintéticos para el control de estos hongos (Vásquez, 2018).

Dentro de la gama de luz ultravioleta, la luz UV-C ha demostrado tener un efecto significativo para la eliminación de hongos asociados con granos de trigo, así como en el incremento de la calidad de los granos destinados a la alimentación (Hidaka y Kubota, 2006). Los efectos en los hongos debido a la luz UV van desde mutaciones, retraso en crecimiento o incluso la muerte, actuando entonces como agente fungicida (Devotto y Gerding, 2003). Es importante conocer el estado de los granos destinados a la alimentación e implementar diversas estrategias para erradicar la formación de hongos y así prevenir futuros efectos de micotoxinas asociadas a hongos que infectan estos granos.

CAPÍTULO I. ANTECEDENTES

1.1 Generalidades del maíz

El maíz (*Zea mays* L.) se clasifica dentro del Reino Plantae, división Magnoliophyta, Clase Liliopsida, Subclase Commelinidae, familia Poaceae, Subfamilia Panicoideae, Tribu Andropogoneae, Género *Zea*, Especie *mays*. Sus orígenes datan de los años 8000 - 600 A.C. entre México y Guatemala, pertenecientes a Mesoamérica (Acosta, 2009). Sus granos son de un gran valor nutrimental y económico a nivel mundial debido a su uso para la alimentación humana y animal. De acuerdo con la SIAP (2018), el cultivo de maíz forrajero para el año agrícola Otoño-Invierno + Primavera-Verano (OI+PV) en el 2017, la superficie cosechada fue de 588,470.98 hectáreas con un total de casi 16,700 toneladas de producto. Mientras que en el grano de maíz la superficie cosechada fue de 7,327,501.43 hectáreas con un total de casi 27.800 toneladas en el mismo año agrícola. Un año después en 2018, la producción de grano de maíz en México fue de 27.1 millones de toneladas, de las cuales 17.4 millones corresponden a maíz forrajero. Sin embargo, en el año agrícola 2019 se sembró una superficie total de 430,001 hectáreas de grano de maíz (SIAP 2019). El 39% de la superficie agrícola nacional (es decir, más de 8 millones de hectáreas), junto con la producción de granos de maíz y oleaginosas (un 63% de la superficie agrícola nacional) contribuyen en un 8% al producto interno de la agricultura en nuestro país (Luna *et al.*, 2012). México es un país con un alto consumo de este grano, es consumido especialmente en diversos platillos que han sido parte de la base de la alimentación mexicana. Entre las diversas formas que se pueden encontrar,

están los tamales, elote, esquites, tlaxcales, tortilla y bebidas fermentadas (González-Cortés *et al.*, 2016). Sin embargo, su uso también está destinado para la alimentación de animales de corral, como forraje verde en varias etapas de crecimiento de la planta, por ejemplo, los restos de la cosecha del maíz que aún se mantienen verdes y en pie son usados para forraje.

1.2 Estructura del grano

La morfología del grano de maíz se compone del pericarpio, que comprende la epidermis; el mesocarpio; las células transversales; células tubulares y la testa o cubierta seminal. Este pericarpio, se constituye de una matriz sacárida, con un pequeño porcentaje de lignina brindándole a la estructura propiedades de rigidez, firmeza y resistencia; el endospermo que contiene la capa de aleurona es un tejido formado por capas de células lineares ubicadas por debajo del pericarpio, presenta componentes proteicos y minerales, sin embargo, estos componentes no están disponibles para las enzimas digestivas, sino hasta que las células son desintegradas durante la molienda del grano; el endospermo cristalino o córneo; el endospermo harinoso y células llenas de gránulos de almidón (Wrigley *et al.*, 2004).

1.3 Valor nutrimental y composición química

En el maíz presenta un alto contenido de proteínas, mayoritariamente en el endospermo y el embrión, aunque existen diferencias entre la cantidad contenida en cada uno, el embrión suele contener 80-85% de proteína mientras que el endospermo contiene solo el 15-20% de la proteína total (Cuadro 1). Sin embargo, las cantidades son relativas al ser condicionadas por aspectos como el tipo, textura, medida, genotipo y ambiente en el que se desarrolló el grano. El endospermo es conocido como el reservorio energético encargado de alimentar al embrión durante la germinación y constituye el 80-85% del peso total del grano, mismo que está compuesto por un 87% de almidón, 9% de proteínas, 2% de fibra bruta (principalmente hemicelulosa), 1% de grasas, 0.5% de azúcares, 0.3% de elementos traza; y el germen o embrión, la plúmula o gémula con sus hojas primarias y la radícula o raíz rudimentaria, el embrión constituye de un 10-12% del total del peso del grano. Contiene un 34% de lípidos, 20% de proteínas, 12% de azúcares, 8% de almidón,

10% de minerales y de elementos traza además de un 14% de fibra (Wrigley et al.,2004).

Cuadro 1. Composición química del grano de maíz.

Endospermo	Embrión
80-85% del peso total del grano	10-12% del peso total del grano
87% almidón	8% almidón
9% proteínas	20% proteínas
2% fibra	14% fibra
0.5% azúcares	12% azúcares
0.3% elementos traza	10% elementos traza y minerales
1% grasas	34% lípidos

Fuente: (Wrigley *et al.*, 2004)

1.4 Fisiología del maíz

El metabolismo de las semillas viables se activa mediante imbibición de agua causando la hidratación de la semilla que a su vez da lugar a la elongación celular y división celular, después se lleva a cabo una diferenciación tanto de células como de tejidos dentro de ésta. Una vez que ocurre una rehidratación la semilla sufre un aumento en su proceso de respiración y comienza la producción de enzimas que conducen a una digestión enzimática de reservas, mismas que sufrirán posteriormente una movilización por toda la semilla para ayudar al crecimiento y diferenciación de tejidos.

Las condiciones de luz, oxígeno, agua y temperatura deben ser favorables para la semilla, de lo contrario la germinación no puede ocurrir. Además, la semilla debe estar libre de dormancia para llevar a cabo su metabolismo correctamente y estar libre de patógenos que impiden la germinación. El tipo de semilla y las condiciones en que esta es almacenada, son variables e influyen en el tiempo en que éstas aún conservan la capacidad de germinar, es decir; influyen en su viabilidad (Doria, 2010).

1.5 Usos del maíz amarillo en la industria alimentaria

El maíz amarillo es destinado a la industria alimentaria como ingrediente principal de alimentos balanceados para la alimentación pecuaria, son convertidos en estos derivados mediante dos procesos: la molienda en seco y la molienda húmeda. En la molienda en seco se obtienen productos primarios como harinas corrientes, sémolas y harinas finas, sus productos derivados son numerosos y dependen sobretodo del tamaño de las partículas clasificándose como sémolas normales, sémolas gruesas, sémolas en escamas, conos, harina de maíz y harina fina de maíz. Cuando se procesa mediante molienda húmeda, se obtienen almidones, como el almidón del endospermo, aceites del germen y otros subproductos de gran valor como piensos y gluten. El almidón se utiliza como materia prima para productos alimentarios y no alimentarios (FAO, 2019).

1.6 Usos del maíz amarillo en la industria pecuaria

De acuerdo con Al-Karaki y Al-Hasim (2012), es posible producir mediante hidroponía rendimientos de forraje verde con hasta 5,000 toneladas por hectárea al año con un total de 25 cosechas anuales de cultivos como alfalfa, cebada y sorgo, además, de que esta tecnología es mucho más eficiente en su ahorro de agua en comparación con la producción en campo. La hidroponía es una técnica que involucra el crecimiento de plantas en soluciones nutritivas (agua y fertilizantes) con o sin el uso de sustratos artificiales, entre los que se encuentran la grava, vermiculita, peat moss, fibra de coco, entre otros que le proveen a las plantas un soporte mecánico. Sin embargo, los sistemas líquidos de hidroponía no contienen ningún medio de soporte para las raíces. Los sistemas hidropónicos son clasificados como sistemas abiertos en el caso del uso de la solución nutritiva para las raíces sin ser reutilizada, y el sistema cerrado donde estas soluciones nutritivas son reusadas en un sistema que recolecta y redistribuye la solución por todo el cultivo (Jensen, 1991).

1.7 Uso de maíz, como Forraje Verde Hidropónico (FVH)

El maíz, además de ser utilizado para la obtención de edulcorantes, almidón industrial, aceites, dextrinas y otros derivados como alcohol industrial, etanol y aceites (Grande y Orozco, 2013), es utilizado en su forma germinativa, como forraje verde

hidropónico (FVH) para alimentación de ganado, que busca luchar contra las dificultades de la alimentación en zonas áridas y semiáridas, para obtener la biomasa a partir del crecimiento inicial de las plántulas de maíz, produciendo un forraje de alta digestibilidad y alto valor nutrimental que esté en condiciones óptimas para la alimentación del ganado (López *et al.*, 2009).

El FVH es la producción de material vegetal con la finalidad de obtener plántulas en sus estados tempranos de crecimiento posterior de la germinación de semillas forrajeras viables como leguminosas y cereales bajo condiciones controladas de luz, humedad y temperatura en ausencia de suelos, sustituyéndolos por charolas de germinación, siendo cultivos con crecimientos no superiores a los 12-15 días (FAO, 2001). El FVH es materia viva con un alto valor nutricional, como resultado de la activación del metabolismo de la semilla en su proceso de germinación. En Latinoamérica se suele cortar el tallo que queda por encima de las mazorcas y que se mantiene tierno para alimentar al ganado. Es una fuente de alto contenido energético para el ganado por la alta cantidad de almidón y bajo contenido de fibra. Hay preferencia por el maíz amarillo el cual se puede emplear como grano entero, molido gruesamente, cocido al vapor o seco con otras fuentes de vitaminas y proteínas (Paliwal, 2001).

El FVH ha presentado notables resultados como alimento para animales, encontrando que la producción y calidad fisicoquímica en la leche de cabras de raza Saanen suministradas con una dieta de alfalfa henificada y forraje verde hidropónico al 30%, presenta notables beneficios, se producen mayores cantidades de leche en comparación con dietas tradicionales compuestas de alfalfa henificada y vaina de mezquite. Los análisis de la leche mostraron mayor contenido de sólidos no grasos, sólidos totales, contenido de caseína y proteínas, siendo éste un indicador de calidad en la leche de cabra (García-Carrillo *et al.*, 2013).

La producción FVH como en todo sistema, tiene una serie de ventajas y desventajas en su generación. Juárez *et al.*, (2013) mencionan que la cantidad de agua requerida en este tipo de tecnología es menor, al encontrar que para la producción de 1 kg de forraje tan solo se necesitan 8 litros de agua en comparación con los cultivos tradicionales en donde son suministrados hasta 635 litros por kg de producción. La eficiencia en el uso de espacio es otra ventaja mencionada, siendo comparados los 170 metros cuadrados de charolas para FVH, con hasta 5 hectáreas

utilizadas en una producción convencional. La eficiencia en el tiempo de producción compite con un ciclo de 10 a 14 días para el FVH antes de ser cosechado, y la calidad del forraje obtenida en ese tiempo como otra ventaja, obtienen altos valores en vitaminas como la A y E así como un aumento en la cantidad de carotenoides (250 a 350 mg/kg de materia seca) y la cantidad de minerales como el calcio, fósforo y hierro.

Entre las desventajas de esta tecnología son relevantes algunos aspectos como costos en instalación (dependiendo del tipo de instalaciones que utilice el productor), una baja cantidad de materia seca, así como la desinformación o baja capacitación en los productores principalmente en aspectos como son la prevención de posibles enfermedades, estandarización de variables como luz, temperatura y contenido de humedad.

En hidroponía es común el uso de irrigación en distintos intervalos de tiempo para los cultivos. Si esta irrigación, debido a un mal suministro de energía es alterada, podría resultar en la proliferación de distintos hongos patógenos para el forraje. Estos hongos además son perjudiciales para la salud del ganado (Vivek, et al., 2018).

1.8 Hongos que invaden el grano

Para que un hongo pueda establecerse en los granos como el maíz, se necesitan factores que favorezcan su prevalencia, crecimiento y reproducción. Estos factores pueden dividirse como: a) factores físicos, que contemplan aspectos como; la actividad del agua (a_w), también llamada agua libre o disponible, humedad o agua libre y la temperatura; b) factores químicos, como la composición del sustrato, pH, nutrientes minerales, potencial de óxido-reducción O_2/CO_2 y c) factores biológicos, como la presencia de microbiota e insectos.

Para que la germinación de esporas de hongos se lleve a cabo en los granos y semillas es necesaria la disponibilidad de agua en forma libre (a_w). En un silo vertical si la humedad relativa en equilibrio (HRE) asciende entre un 80-85%, el contenido de humedad del grano aumenta favoreciendo el desarrollo de los hongos, además, desencadenar un aumento de la actividad respiratoria entre grano-hongo (y otros agentes como insectos si están presentes) elevando aún más, el contenido de humedad y la temperatura del grano, provocando focos de calentamiento y el deterioro del mismo, pudiéndose producir olores desagradables provenientes de la

actividad de bacterias y el mal aspecto del grano disminuyendo su valor comercial o en el peor de los casos perdiéndose por completo la cosecha (Vásquez, 2016). Los granos de maíz con una HRE entre 65-75% o incluso menor (que corresponde a un contenido de humedad del 12.5%) pueden ser almacenados por un largo periodo (Gimeno y Martins, 2011). Asimismo, cuando los granos son dañados mecánicamente por cosechadoras mal calibradas o el maltrato durante el traslado, los hongos pueden establecerse con mayor facilidad en el germoplasma a través de heridas causadas por daño mecánico.

1.9 Ecología de hongos en granos y semillas

Los hongos que invaden granos y semillas son clasificados ecológicamente como hongos de campo, almacén y deterioro avanzado. Dentro de los hongos de campo se encuentran géneros como *Fusarium* (P. Michelli, 1729), *Alternaria* (Nees, 1816), *Cladosporium* (Link, 1816), *Helminthosporium* (Link, 1809), causando enfermedades a sus hospederos y transmitiéndose de un ciclo a otro a través de las semillas, estos hongos requieren de una humedad relativa de entre 90 y 100% en su desarrollo. Los hongos de almacén como su nombre lo indica, son aquellos que se desarrollan en sitios donde los granos se guardan para su preservación: almacenes, bodegas, silos y trojes, los principales géneros en esta clasificación pertenecen a *Aspergillus* (P. Michelli, 1709) y *Penicillium* (Link, 1809), estos hongos necesitan humedades relativas de 65 a 90% para desarrollarse. Los hongos son capaces de afectar el poder germinativo de los granos, así como la calidad nutricional y sanitaria de los mismos (Moreno, 1988). Los hongos de deterioro avanzado requieren altos contenidos de humedad para su desarrollo, y en la naturaleza se encuentran sobre materia orgánica en descomposición. Estos hongos son indicativos de que los granos han estado almacenados en altos contenidos de humedad y a su vez, otros hongos les han antecedido en la sucesión microbiana. Los géneros representativos de este grupo son *Aspergillus*, *Chaetomium* (Kunze 1817), *Mucor* (P. Michelli, 1753) y *Rhizopus* (Ehrenb, 1821). Estos hongos pueden ser productores de metabolitos secundarios llamados micotoxinas antes de que los granos o semillas sean cosechados y procesados para la industria alimentaria, es decir durante su formación en el campo e incluso algunos producen las micotoxinas cuando son almacenados (Soriano et al., 2007).

Esta contaminación es perjudicial para la salud del ganado y de los humanos. Entre los géneros más importantes para la industria agroalimentaria, se encuentran especies de los géneros *Penicillium*, *Aspergillus* y *Fusarium*, capaces de producir micotoxicosis.

Las micotoxinas son metabolitos secundarios producidos por hongos altamente tóxicos para animales incluido el hombre, sus efectos pueden ser perjudiciales a nivel genético, induciendo mutaciones y desencadenando actividad teratógena y carcinógena e incluso afectar a niveles inmunosupresores u hormonales dependiendo de la toxina en cuestión. Pueden ser tóxicas para los animales que las

ingieren y en otros casos, son tóxicas al estar en contacto con la piel, como es el caso de algunas especies de *Fusarium* (Robledo *et al.*, 2001). Para la síntesis de micotoxinas, son cruciales los factores ambientales pre y postcosecha destacando el contenido de humedad y la temperatura, además, del daño por insectos, el tipo de prácticas de cultivo y la disponibilidad de nutrimentos (Vásquez, 2016).

Estos metabolitos se encuentran presentes como contaminantes de alimentos para consumo humano y animal, principalmente en cereales, los cuales son la base de la alimentación en México y en países en vías de desarrollo. Los productos vegetales con mayor incidencia de micotoxinas son maíz, arroz, cacahuetes e incluso semillas de algodón. También existe la presencia de estas toxinas en semillas de oleaginosas como el girasol y la soya, en aceites vegetales sin refinar, en frutos secos como almendras, avellanas y nueces, en las especias como pimentón, chile y pimienta. Incluso en frutas secas como higos o pasas, en el café, cacao y en el resto de cereales y sus productos derivados. Además, se encuentran en productos de origen animal, como huevos, carne, sangre y vísceras, aunque la tasa de transferencia hasta ser productos comestibles suele ser muy baja, es por ello que su control no suele considerarse prioritario desde el punto de vista de la salud pública (Castillo *et al.*, 2007).

1.10 Principales micotoxinas

En el caso del género *Fusarium*, presenta especies que producen diversas micotoxinas como las fumonisinas, tricotecenos, zearalenona, toxina T-2, deoxinivalenol y B1 (Ver Cuadro 2). Las fumonisinas, son la toxina secretada por *Fusarium* en mayor cantidad, de ahí su relevancia en investigación, aunque dependiendo de la cepa del hongo, la síntesis de fumonisinas varía dependiendo de las condiciones ambientales, nutricionales, y de las vías de señalización que actúan positiva o negativamente sobre su producción las cuales en campos de maíz se asocian comúnmente a una alta incidencia de infección por *F. verticillioides* (Nirenberg, 1976), conocido como *Gibberella moniliformis* (Wineland, 1924) en su estado teleomorfo y *Fusarium proliferatum* (Nirenberg, 1976).

Algunas otras micotoxinas producidas por *F. verticillioides*, son la fusarina C, tricotecenos, ácido fusárico, toxina T-2, las naftoquinonas, la moniliformina y las fumonisinas B1, B2 Y B3 (De la Torre-Hernández *et al.*, 2014).

Los efectos micotóxicos en humanos varían desde la presencia de la forma gangrenosa del ergotismo provocada por los alcaloides ergóticos producidos por *Claviceps*, con actividad vasoconstrictora; hasta efectos tóxicos inmediatos, inmunosupresores, mutágenos, teratógenos y carcinógenos que pueden ser producidos por aflatoxinas, en donde el órgano diana de estos efectos es el hígado. En el caso de las ocratoxinas, se han encontrado efectos nefrotóxicos, teratógenos e inmunosupresores. Algunas especies del género *Aspergillus* que pertenecen a la sección *Flavi* producen principalmente aflatoxinas de tipo B y G (Cuadro 3) estas letras se refieren a la fluorescencia que emiten con la luz UV, ya sea azul “blue” o verde “green”. Dependiendo de la especie pueden producir cierto tipo de aflatoxinas, por ejemplo *Aspergillus flavus* (Link, 1809) es la responsable de producir aflatoxinas B1 y B2, *Aspergillus parasiticus* (Speare, 1912) y *Aspergillus nomius* (Kurtzman y Hesselt, 1987) aflatoxinas B1, B2, G1 y G2. Factores estacionales y geográficos así como condiciones de cultivos, cosecha y almacenamiento son importantes en cuanto a la presencia y magnitud de contaminación de ciertos productos por aflatoxinas.

Otras micotoxinas producidas por *Aspergillus clavatus* (Desm, 1834), *Aspergillus niger* (Thieg, 1867) y *Aspergillus terreus* (Thom, 1918) son la patulina, ocratoxina A y la citrinina, respectivamente (Carrillo, 2003).

Cuadro 2. Fumonisinias sintetizadas por especies de *Fusarium* y sus efectos en la salud animal (Elaboración propia, 2021).

Especie	Micotoxina	Efecto	Fuente
<i>F. verticilloides</i> , <i>F. proliferatum</i> .	B1	Altera el balance de muerte celular y de replicación a través de la activación del factor de necrosis tumoral. Leucoencefalomalacia en caballos (necrosis y licuefacción de la masa cerebral). En cerdos provoca edema pulmonar. En humanos está asociada en cáncer de estómago y defectos en el tubo neural en recién nacidos.	Torres y López (2010); Landeros (2005); Gallardo et al. (2006); Batt y Batt (2014).
<i>F. graminearum</i> , <i>F. incarnatum</i> , <i>F. equiseti</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. cerealis</i>	Zearalenona	En cerdos provoca síndrome estrogénico (vulvovaginitis y edemas en vulva). Atrofia ovárica, prolapsos vaginales y rectales. Hiperplasia e hipertrofia de miometrio y endometrio. Fallos en la concepción y abortos.	Gimeno y Martin (2011); Velluti (2002); Batt y Batt (2014).
<i>F. cereales</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. culmorum</i>	Tricotecenos	Provocan síndrome estrogénico afectando sistema digestivo, nervioso, circulatorio y piel. Tienen actividad inmunosupresora, así como inhibición de síntesis de proteínas e interrupción de la formación de ARN y ADN.	Gimeno y Martin (2011); Batt y Batt (2014).
<i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i>	Deoxivalenol (DON)	En pollos genera erosiones bucales, en gallinas hay una disminución en el peso de los huevos, mismos que pueden ser blandos. En cerdos es común el rechazo al pienso y pérdida de peso. Baja producción lechera en vacas.	Gimeno y Martin (2011); Batt y Batt (2014).
<i>F. sporotrichioides</i> , <i>F. poae</i>	T-2	En pollos lesiones en boca y reducción de peso, así como hematomas en hígado, inflamación en tejidos y necrosis locales. En gallinas reducción en producción de huevos e infertilidad. En vacas rechazo al alimento, baja producción lechera, gastroenteritis, hemorragia intestinal y muerte.	Gimeno y Martin (2011); Batt y Batt (2014).

Cuadro 3. Aflatoxinas producidas por especies de *Aspergillus* y sus efectos en la salud humana y animal (Elaboración propia, 2021).

Especie	Micotoxina	Efecto	Fuente
<i>A. flavus</i> , <i>A. parasiticus</i> , <i>A. nomenis</i> , <i>A. pseudotamarii</i>	B1	Hepatotoxicidad e inducción de aflatoxicosis crónica. Carcinógena en animales de experimentación y en humanos, provocando carcinoma hepatocelular. En los animales el sistema inmune se deteriora y se reduce la asimilación de nutrientes en la dieta. En pollos y cerdos hemorragias e inmunosupresión.	Martínez <i>et al.</i> , (2013); Lizárraga <i>et al.</i> , (2013); Peña <i>et al.</i> , (2007)
<i>A. flavus</i> , <i>A. parasiticus</i>	B2	Ha sido encontrada junto a la B1 en muestras de tumores hepatocelulares. Se han reportado vómitos, molestias abdominales, anorexia, taquicardia y hemorragia gastrointestinal.	Peraica <i>et al.</i> , (2000); Barkidere <i>et al.</i> , (2012)
<i>A. parasiticus</i> , <i>A. flavus</i>	G1	Cirrosis, daño hepático, inducción de tumores, teratogénesis, acumulación en tejidos. Disminución de la eficiencia del sistema inmunitario.	Soriano del Castillo (2007); Barkidere <i>et al.</i> , (2012)

Penicillium presenta especies productoras de citrinina, encontrada en alimentos como arroz, maíz, trigo y cebada; y la ocratoxina A que fue reportada en cepas pertenecientes a *Penicillium verrucosum* aislada de sustratos vegetales, sobretodo cereales como trigo y cebada, además de la patulina sintetizada por especies como *Penicillium expansum* y *Penicillium sclerotigenum*, encontrada principalmente en cereales y ensilados durante el proceso de fermentación láctica previa en el alimento del ganado (Cuadro 4). En este tipo de productos la patulina se mantiene estable, sin embargo, se descompone en cereales húmedos (Soriano, 2007).

Cuadro 4. Micotoxinas producidas por especies de *Penicillium* y sus efectos en la salud animal (Elaboración propia, 2021).

Especie	Micotoxina	Efecto	Referencia
<i>P. verrucosum</i> , <i>P. nordicum</i>	Ocratoxina A	Acumulación en hígado, riñón y músculo. Vómitos teratogénesis y mutagénesis.	Soriano del Castillo (2007); Cabañes <i>et al.</i> , (2010)
<i>P. verrucosum</i> , <i>P. expansum</i> , <i>P. citrinum</i> , <i>P. radicicola</i>	Citrinina	Fallos renales, nefropatía porcina y cerosis tubular en riñón. Mutagénica. Provoca adenomas renales, alteraciones en mitocondrias de riñón e hígado. Síndrome hemorrágico en ganado bovino.	Lurá <i>et al.</i> , (2001); Ostry <i>et al.</i> , (2013)
<i>P. expansum</i> , <i>P. griseofulvum</i> , <i>P. ciavigerum</i> , <i>P. corpobium</i>	Patulina	Edema pulmonar, distensión del tracto gastrointestinal, hemorragias e inflamación intestinal. Neurotóxica e inmunotóxica, así como inmunosupresora, teratogena y carcinógena.	Mallebera (2016); Dombrink <i>et al.</i> , (2005)

1.11 Micotoxicosis

Este término define un amplio grupo de intoxicaciones causadas por la inhalación, contacto directo o ingestión de alimentos contaminados con micotoxinas (Serrano y Cardona, 2015). Entre los efectos de las micotoxinas en animales se encuentran el rechazo al alimento (pienso) producido por cambios organolépticos (es decir, cambios tanto en el olor como en el sabor de los alimentos provocados en los procesos de fermentación y recalentamiento), hay pérdida de peso vivo y retrasos del crecimiento en las crías. Los problemas pueden escalar a deficiencias inmunitarias, con susceptibilidades a padecer enfermedades contagiosas e infecciosas debido a una inmunosupresión, por otro lado gastroenteritis con diarreas y vómitos. Pueden presentarse efectos neurotóxicos como convulsiones y parálisis. En casos extremos de intoxicaciones crónicas y subagudas puede haber muerte súbita (Sánchez *et al.*, 2012).

Para las fumonisinas se han visto efectos como vómitos, dolores abdominales, borborigmos y diarrea transitorios, además de determinarse la incidencia de fumonisinas B1 y B2 con alta incidencia de cáncer hepático primario (Peraica *et al.*, 2000).

1.12 Métodos de control

Existen algunos métodos para el tratamiento de los granos con la finalidad de reducir la cantidad de micotoxinas producidas por los hongos que los invaden. Uno de ellos es la inactivación química usada para granos de maíz para la inactivación o biotransformación de las aflatoxinas en sustancias no tóxicas, mediante la amonificación y uso de altas presiones de temperaturas. Sin embargo, el proceso de amonificación es costoso para la mayoría de los productores en México (Plasencia, 2005).

El control biológico también ha sido utilizado en maíz, se inocula con una alta cantidad de cepas no aflatoxígenas de *A. flavus* y *A. parasiticus* que conviven con las pocas cepas presentes que sí son toxígenas, la invasión por inoculación de una alta cantidad de cepas no toxígenas prolifera sobre la escasa población toxígena predominando en mayor cantidad. Disminuyendo así la contaminación por aflatoxinas (Cardwell y Henry, 2005).

Un método físico empleado como alternativa germicida, es la luz ultravioleta (UV); se clasifica como luz no ionizante, con una longitud de onda de entre 100 a 400 nm. Dentro de ésta se le clasifica en tres tipos de luz UV: longitud de onda larga UV-A que está entre los 315 y 400 nm, onda media UV-B de entre 280 - 315 nm y la onda corta UV-C que va de los 200 a 280 nm, siendo la luz UV-C la más utilizada, su pico de acción se encuentra en los 254 nm (Vásquez et al., 2011).

Una de las maneras en las que el ADN es afectado por la radiación UV, es la inducción a la formación de dímeros de pirimidinas, provocando el enlace covalente de dos de estas moléculas logrando su pérdida durante el apareamiento (Loayza, 2009).

Se ha observado que la acción de la luz UV-C sobre las semillas tratadas es capaz de incrementar las tasas de germinación en el maíz y que la temperatura de esta radiación, provee las condiciones adecuadas para la germinación, la radiación rompe la cubierta de la semilla ayudando a una alta y rápida imbibición de oxígeno y agua interrumpiendo la dormancia, además de ser capaz de incrementar la

respiración celular promoviendo la actividad de la mitocondrial (Sadeghianfar *et al.*, 2019).

Se ha encontrado que la combinación de hipoclorito de sodio con luz ultravioleta a diferentes tiempos de exposición reduce el porcentaje de granos infectados con especies de *Fusarium* como *Fusarium moniliforme*, siendo esta combinación un tratamiento germicida que puede ser usado para el control de incidencia de este género (Páez *et al.*, 2011), estos efectos dependen del tipo de grano de maíz (híbridos) en estudio y las características de la radiación (poder de la lámpara, distancia al grano, área, intensidad y tiempos de exposición a la luz UV). Estos autores concluyen que la luz UV-C procedente de lámparas pueden ser una alternativa de bajo costo para asegurar la calidad sanitaria de los granos de maíz siempre y cuando se cuiden aspectos como el espectro de germoplasma, los parámetros de irradiación y el grado de infección de los granos.

CAPÍTULO II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar la actividad anti fúngica de la luz UV-C sobre la calidad sanitaria y fisiológica de maíz amarillo con diferentes tiempos de exposición, empleado en la industria pecuaria y alimentaria.

2.2 Objetivos particulares

Determinar el efecto fungicida y/o fungistático de la luz UV-C en maíz amarillo. Identificar a nivel de género y/o especie la micobiota presente en maíz amarillo irradiado.

Evaluar el efecto de la luz UV-C sobre la germinación y vigor.

Evaluar el índice de desarrollo de las plántulas del maíz amarillo irradiado con luz UV-C

CAPÍTULO III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Procedencia del grano de maíz amarillo

El maíz utilizado en este trabajo corresponde al híbrido Cortesano, cultivado en el ciclo primavera-verano (P-V) 2018 en la comunidad de Santa Úrsula Chiconquiatic, municipio de General Felipe Ángeles, Puebla. Su cosecha se llevó a cabo el 25 de octubre del mismo año.

3.2 Pruebas para determinar el estado inicial del grano

3.2.1 Limpieza y homogeneización de la semilla

Para la limpieza de la muestra del grano se utilizaron tamices Alcon, (No. 5 con una abertura de 0.157 pulgadas; No. 6 con abertura de 0.132 pulgadas) eliminando impurezas y material extraño, obteniendo el peso al final. En total se obtuvieron 24 kg de maíz y el tamiz con las impurezas pesó 0.292g. Una vez pesada la muestra, se pasó por un homogeneizador Boerner (Figura 1) y se separaron submuestras para determinar la calidad física y fisiológica. Este método aseguró una correcta homogeneización además de un reparto aleatorio de las muestras utilizadas para cada prueba.



Figura 1. Homogeneizador Boerner para granos y semillas

3.3 Calidad física del grano de maíz amarillo

3.3.1 Medición del grano

Se realizó con el muestreo aleatorio de 20 semillas, midiendo en éstas, largo, ancho y grosor con ayuda de un vernier TRUPER modelo CALDI-6MP.

3.3.2 Determinación del contenido de humedad

Se determinó por el método de secado en estufa, en el cual se colocaron en diez cajas de aluminio, aproximadamente diez granos de maíz en cada una, se pesó el contenido de las cajas de aluminio con y sin granos para tener la diferencia de pesos y se llevaron a una estufa de convección marca Bluepoint, manteniéndolos a una temperatura de 103°C durante 72 h, la diferencia se calculó entre el peso original de la muestra de grano (peso húmedo) y el peso después del secado en la estufa (peso seco).

La ISTA (2010), señala que el contenido de humedad, expresado en porcentaje, se puede calcular con la siguiente fórmula: $(M2-M3) \times 100 / (M2 - M1)$ en donde:

M1= peso en gramos de la caja de aluminio y su tapa.

M2= peso en gramos de la caja, su tapa y la semilla entera, antes del secado de la estufa.

M3= peso en gramos de la caja, su tapa y la semilla, después del periodo de secado en la estufa.

Una vez fuera de la estufa se pesaron nuevamente para restar al peso original de las semillas el contenido de humedad que la estufa eliminó.

3.3.3 Peso hectolítrico

Se midió mediante una balanza volumétrica Seedburo Equipment Company con capacidad de 1l, para conocer el grado de dureza del grano y la composición del endospermo.

3.4 Calidad fisiológica

3.4.1 Pruebas de germinación y vigor

Mediante el método de longitud media de la plúmula se colocaron los granos de maíz en pliegos de papel anchor para germinación No. 78 Paper Company, St. Paul, Minnesota, con líneas marcadas a los 3, 5, 7, 9, 11 y 13 cm de la línea central, en la cual se acomodaron 25 semillas de maíz direccionando la plúmula hacia las medidas marcadas con la finalidad de observar la longitud alcanzada después de 7 días (Figura 2). Se enrollaron los tacos de germinación y se remojaron en agua corriente para hidratar los granos y promover el proceso de germinación. Una vez hidratados, se resguardaron en oscuridad dentro de una germinadora, durante una semana a una temperatura constante de 25°C, manteniendo con periodicidad la humedad de los tacos.

Una vez pasado el tiempo de germinación se realizó el conteo de semillas germinadas, duras y muertas además, de la medición del largo de las plúmulas.

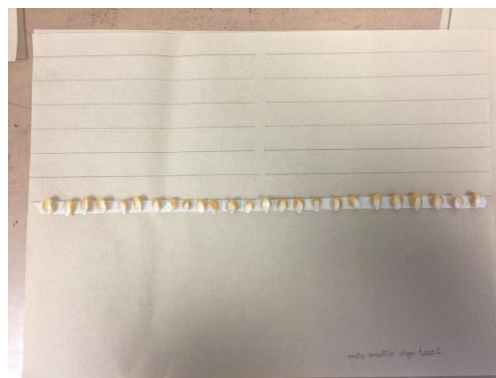


Figura 2. Taco con 25 semillas de maíz amarillo previo de la germinación.

3.4.2 Identificación de la microbiota endógena y exógena inicial

Se empleó el método de siembra en placa de agar en medio de cultivo de papa dextrosa agar (PDA). Se realizaron 4 repeticiones con 15 granos por cada placa (total 60 granos). Para la microbiota endógena los granos se desinfectaron superficialmente con hipoclorito de sodio al 3% durante un minuto, posteriormente se enjuagaron con

agua destilada estéril y se depositaron sobre toallas de papel previamente esterilizadas y se sembraron en la placa de PDA en condiciones de asepsia. Se realizó el mismo procedimiento para la microbiota exógena omitiendo la desinfección superficial y los granos fueron sembrados en placas de PDA adicionadas con tergitol, incubando a 25°C por 5-7 días. Pasado el tiempo de incubación se cuantificaron y aislaron los hongos presentes obteniendo cultivos axénicos para su posterior identificación a nivel de género. (Moreno 1988; Barnett y Hunter, 1988; Klich, 2002; Mathur y Kongsdal, 2003; Warham, 1997).

3.4.3 Irradiación del grano con luz UV-C con y sin pretratamiento de remojo.

Los granos de maíz amarillo fueron separados en dos muestras, una de ellas se mantuvo en remojo por 24h previas a la radiación, la segunda muestra no se dejó en remojo. Se utilizó un prototipo de luz UV-C (Figura 3) diseñado por Hernández-Aguilar y Domínguez-Pacheco, investigadores de la ESIME, Zacatenco del Instituto Politécnico Nacional.



Figura 3. Prototipo de radiación con luz UV-C empleado para la radiación de grano de maíz amarillo.

El prototipo, consiste en una cámara de rotación automatizada anclada a una estructura de soporte, con tres lámparas de luz UV-C una malla dentro del cilindro para colocar las muestras y una salida de ozono (O₃).

Los tratamientos consistieron en exposiciones a la radiación con tiempos de 0, 5, 10 y 15 minutos. La longitud de onda utilizada fue de 254nm y la intensidad de luz UV-C fue de 700 $\mu\text{w}/\text{cm}^2$

Se colocaron dentro de la malla, 2 kg de maíz amarillo y la exposición del maíz durante el tiempo definido se llevó a cabo mientras se mantenían en constante rotación mediante un sistema automatizado del prototipo. Tras la exposición a los tratamientos, una parte de las semillas fue separada en bolsas para dejarlas en remojo durante 24 h, pasado ese tiempo el maíz con y sin remojo fue llevado a germinación en oscuridad por 24 h a temperatura ambiente.

3.4.4 Evaluación de peso seco en plántulas irradiadas con luz UV-C

Se sembraron 100 semillas previamente remojadas e irradiadas con luz UV-C (tratamientos de 0, 5, 10 y 15 minutos), cada una en un semillero de peat moss (Figura 4). Cada tratamiento fue representado por 5 repeticiones de 5 semillas. Se germinaron las semillas durante 7 días en oscuridad, para continuar con la prueba se retiraron las plántulas crecidas y se metieron en bolsas de papel estrazas previamente etiquetadas y pesadas, las plántulas fueron pesadas antes de ser introducidas a las bolsas las cuales se metieron a la estufa a 80°C por 24 h. Las bolsas con las plúmulas se depositaron en un desecador para que se enfriaran y después se sacaron de las bolsas para pesarlas nuevamente. Se obtuvieron pesos de las plántulas secas y de las bolsas secas para su posterior análisis y así determinar el contenido de agua en cada plántula.



Figura 4. Semilla de maíz amarillo sembrada en semillero de Peat Moss

3.4.5 Evaluación de longitud media de plúmula y micobiota encontrada posterior a la irradiación

Se realizó una medición de las plántulas crecidas en los semilleros de peat moss para determinar el valor de la longitud media de plúmula. Para determinar la micobiota en plántulas, se ocuparon tacos de germinación, separando las semillas irradiadas con distintos tratamientos y los tacos se resguardaron a temperatura ambiente durante siete días. Una vez pasados los siete días de germinación, se realizó el conteo de unidades formadoras de colonias por tratamientos de tiempo de irradiación. Para la longitud media de plúmula posterior a la irradiación con luz UV-C, se midieron los centímetros de crecimiento entre plántulas germinadas y se reportaron los resultados para su posterior análisis estadístico.

3.5 Evaluación de la micobiota endógena y exógena en semillas de maíz amarillo posterior a la irradiación con luz UV-C

Se hizo el conteo utilizando el método de siembra en placa de agar en medio de cultivo, papa dextrosa agar (PDA). Al igual que para la micobiota inicial, se llevaron a cabo 4 repeticiones con 15 granos por cada placa (total 60 granos). Para hacer el conteo de la micobiota endógena, se desinfectaron superficialmente los granos con hipoclorito de sodio al 3% durante un minuto, y posteriormente se enjuagaron con agua destilada estéril depositándolos sobre toallas de papel previamente esterilizadas. Se sembraron en las placas de PDA en condiciones de asepsia. Para la micobiota exógena, se realizó el mismo proceso omitiendo la desinfección

superficial. Los granos fueron sembrados en placas de PDA adicionadas con tergitol, incubando a 25°C por 5-7 días.

3.6 Identificación y caracterización de la microbiota presente en las semillas de maíz amarillo irradiadas con luz UV-C.

Las colonias identificadas y aisladas se caracterizaron a nivel de género siguiendo las claves de Barnett y Hunter (1998). Las cepas de *Fusarium* previamente aisladas, se sembraron en medio de cultivo de papa dextrosa agar (PDA) y clavel agar (CA) a 25°C durante 7 días, bajo ciclos de 12 h de luz cercana a la ultravioleta (combinación de luz blanca fluorescente fría y luz negra fluorescente) y 12 h de oscuridad (condiciones importantes para su identificación a nivel de especie). Posteriormente se identificaron a nivel de especie, siguiendo las claves especializadas de Leslie y Summerell (2006). Para las especies de *Penicillium* se sembraron en medios Agar Sacarosa extracto de levadura (YES) a 25°C, Agar extracto de levadura (CYA) incubado a 5, 25 y 37°C, Agar extracto de Malta (MEA) incubado a 25°C y Agar de nitrato de Glicerol al 25% (G25n) incubado a 25°C, durante siete días. La identificación a nivel de especie se realizó siguiendo las claves especializadas de Samson y Pitt (1990) y Pitt (1979). En el caso del género *Aspergillus* se sembraron en medios CYA a 25°C, MEA a 25°C, CY20S a 25°C, CYA a 37°C y CZ a 25°C durante siete días y su posterior identificación a nivel de especie se realizó siguiendo la clave especializada de Klich (2002).

CAPÍTULO IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Caracterización física del grano

Los resultados del promedio de veinte repeticiones en la medición de los granos de maíz fueron de 0.8 cm ancho, 1.14 cm largo y 0.58 cm grosor, esto para una muestra de 20 semillas de maíz amarillo. Pérez *et al.*, 2006 relacionan el tamaño de la semilla con un efecto positivo en el peso seco de la planta y raíz de la misma, asociándolo con un embrión mucho más grande para estos casos, lo que determina una mayor cantidad de sustancias de reserva para la semilla y futura plántula. Variables como el peso seco, son óptimos indicadores del vigor de una semilla. Para el ancho de la semilla de este trabajo, según estos autores, pertenece a una semilla de plano grande, la cual sería retenida por una criba con perforaciones redondas de 0.8 cm de ancho, ellos destacan que el tamaño de la semilla tiene un efecto directo en el peso seco de la planta y de su raíz, lo cual indica un embrión de mayor tamaño, lo que puede verse reflejado en un incremento en el porcentaje y en la velocidad de emergencia de las plántulas, así como plántulas más grandes y con más acumulación de materia seca cuando se desarrollan en condiciones favorables.

Los resultados iniciales obtenidos para el contenido de humedad presente en el grano de maíz amarillo analizado fue de 14.32, el cual cumple con lo establecido dentro de la norma mexicana NMX-FF-034-1995 de especificaciones que debe reunir el maíz amarillo.

El peso hectolítrico de 1 kg de la muestra fue de 82.5 g, parámetro establecido según la norma oficial mexicana.

4.2 Calidad fisiológica previa a la irradiación con luz UV-C

4.2.1 Pruebas de germinación y vigor

Los resultados encontrados en la prueba de vigor mostraron que el porcentaje de germinación inicial fue del 98% (y el porcentaje de incidencia de hongos presentes fue de un 37%.) El vigor está relacionado con la longitud media de plúmula (LMP) y el índice de evaluación de desarrollo de plántula (IEDP), a mayor LMP e IEDP, mayor será el vigor de la semilla.

4.3 Determinación e identificación de la microbiota inicial endógena y exógena

La identificación de la microbiota en maíz previo a la irradiación con luz UV-C, (Cuadro 5) a nivel de género mostró resultados de *Fusarium* con un porcentaje exógeno y endógeno de 13.63%, y 38.93% respectivamente, *Penicillium* con un 47.72%, y 0% respectivamente.

Cuadro 5. Porcentaje de géneros de microbiota endógena y exógena inicial presente en maíz amarillo.

Porcentaje de microbiota endógena y exógena presente		
Género	Endógeno	Exógeno
<i>Fusarium</i> sp.	13.63	38.63
<i>Penicillium</i> sp.	47.72	0

El análisis de la microbiota inicial presente en el grano de maíz amarillo previo a la irradiación con luz UV-C (Cuadro 6), del género *Fusarium* mostró una mayor incidencia con un total de 52.26 % de UFC, ya que este hongo se establece en campo y el grano empleado fue de cosecha reciente. De este porcentaje, 13.63% corresponde a la microbiota endógena y 38.63% a la exógena (Cuadro 6). Este género se encuentra principalmente en suelos agrícolas, sin embargo, es capaz de producir daño en cualquier etapa de crecimiento del cultivo, las semillas o granos pueden ser infectadas por este hongo, causando manchas en las cubiertas externas de las

mismas y generando la disminución en la germinación debido a la muerte del embrión (Figuroa *et al.*, 2010), entre las especies con mayor presencia en estos cultivos hay reportes como los de Mendoza *et al.*, (2006) en el que *F. verticillioides* fue capaz de colonizar el cultivo en todos los estados de crecimiento, además de ser reportado por Gonzales *et al.*, (2007) como un agente causal muy agresivo.

En el caso de *Penicillium* en este trabajo, la mayor incidencia se observó de manera endógena con un 47.72%. Se ha reportado que el género *Penicillium*, tiene mayor incidencia en campo para maíz amarillo que en maíz blanco (Hernández *et al.*, 2007), sin embargo, el inadecuado manejo del grano durante la cosecha, transporte y almacenaje, incrementa la cantidad de grano enmohecido. Cuando el daño mecánico en el maíz debido a cosechadoras mal calibradas o cosechas inoportunas, se combinan con una incorrecta desecación del mismo, promoviendo así el crecimiento de *Penicillium* durante el almacenamiento, encontrando las condiciones apropiadas para establecerse, siendo considerado como un hongo de almacén (Munkvold, 2003).

4.4 Calidad fisiológica posterior a la irradiación con luz UV-C

4.4.1 Índice de evaluación de plúmula IEDP

Una vez obtenido el peso seco y evaluando la media del índice de evaluación de la plántula [IEDP] (figura 5), se observó que el tratamiento con luz UV-C en las semillas sin remojo obtuvo resultados óptimos a los 10 minutos en comparación con el control, mientras que para el tratamiento con remojo, el mejor tiempo fueron 10 minutos siendo el único tiempo superior al control, este fue el método que estimuló de manera óptima el crecimiento de las plántulas de maíz amarillo, llegando a ser más vigorosas. Comparándolo con los valores del tratamiento sin remojo, se observa que el índice de desarrollo de las plántulas es superior.

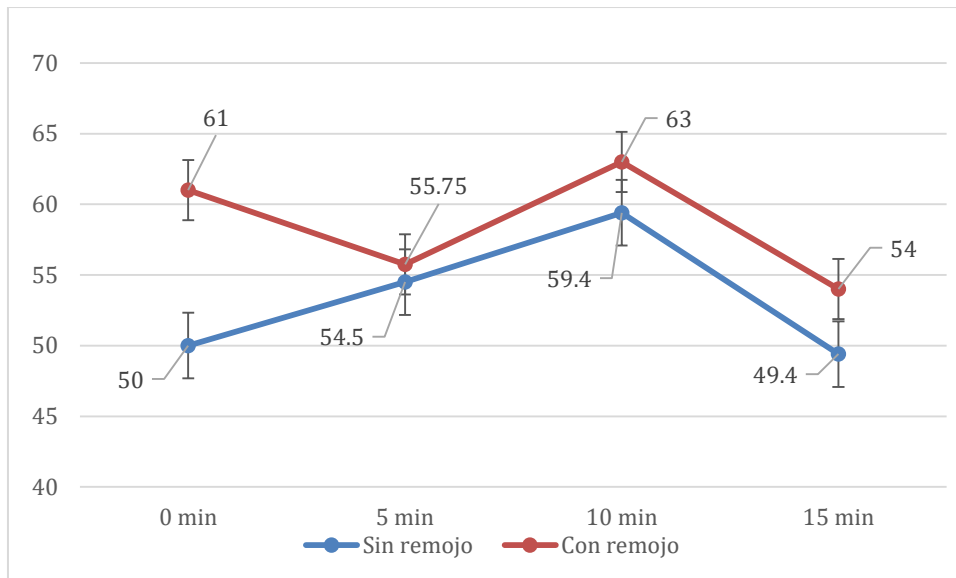


Figura 5. Índice de evaluación de desarrollo en plántulas de maíz amarillo, con o sin pretratamiento en las semillas de remojo por 24h.

Un remojo previo a la germinación, es un factor desencadenante del metabolismo, previo a la emergencia de la radícula, mostrando un efecto positivo en las semillas con este tratamiento, frente a las que no lo recibieron, siendo así las que forman mayor contenido de biomasa y presentando resultados favorables en experimentos como los realizados por Harris (2003) y Ahammad et al., (2014) quienes encontraron resultados favorables para la germinación de las semillas no irradiadas después de un remojo previo de 18 h en maíz, después del remojo fueron sometidas a secado en su superficie durante dos horas y posteriormente almacenadas hasta por dos meses para después someterlas a germinación.

4.4.2 Efecto de la luz UV-C en maíz amarillo sin remojo y con remojo sobre su calidad fisiológica y sanitaria de plántulas

En el Cuadro 6 se muestran los resultados obtenidos de la longitud media de la plúmula (LMP) después de ser irradiados a los distintos tiempos de exposición (0, 5, 10 y 15 minutos). Se muestra que para la longitud media de plúmula, el maíz previamente sometido a remojo (24h), antes de ser irradiado, todos los tratamientos presentaron diferencia significativa con respecto al control. Siendo el tratamiento de 10 minutos el mejor, observando plántulas más vigorosas (14.98 cm) al compararlas con el control (13.38 cm)

Cuadro 6. Longitud media de plúmula y porcentaje de unidades formadoras de colonias en semillas de maíz amarillo irradiado con luz UV-C (Elaboración propia, 2021).

Con remojo			Sin remojo		
Tratamiento	Longitud media de plúmula en centímetros (LMP)	Porcentaje de unidades formadoras de colonias (%UFC) en plántula	Tratamiento	Longitud media de plúmula en centímetros (LMP)	Porcentaje de unidades formadoras de colonias (%UFC) en plántula
Control	11.38 c	51 a	Control	12.84 ba	56 a
5 minutos	14.26 ba	36 b	5 minutos	12.86 ba	47 ba
10 minutos	14.98 a	30 b	10 minutos	12.3 b	47 ba
15 minutos	13.32 b	35 b	15 minutos	12.98 a	15 c
Error	0.0035	0.0007**	Error	0.1385 ns	0.05*
Media	13.48	38	Media	12.74	45.75
R ²	0.84	0.85	R ²	0.52	0.57
CV	5.95	12.15	CV	3.08	21.62

CV: coeficiente de variación; R²: coeficiente de determinación; **: altamente significativo; *: significativo (p ≤ 0.05); ns: no significativo. Medias con letras diferentes en la columna, indican diferencias significativas con la prueba de LSD (p ≤ 0.05).

Para el maíz sin remojo los tres tratamientos estuvieron por encima del control, el vigor se vio afectado positivamente por la irradiación, se muestra mayor vigor lo que favorece al momento de la siembra en campo. Los tres tiempos de exposición presentaron una diferencia significativa al compararlas con el control, siendo 10 minutos el mejor tiempo de exposición. Para el maíz sin remojo la LMP, no muestra diferencias significativas entre los tres tratamientos y el control, encontrando que el maíz con remojo previo e irradiado, promueve el crecimiento de las plántulas, dando un efecto positivo en su vigor.

En este trabajo se observó un efecto positivo en el aumento de la LMP en las semillas que recibieron un tratamiento de remojo con agua durante 24 h previo a la irradiación con luz UV-C. Esto podría deberse al estímulo que recibieron al ser embebidas, dándole ventaja sobre las semillas que no obtuvieron el tratamiento, en la homogeneización del proceso de germinación y el estímulo para comenzar su metabolismo en el cual, sustancias de reserva como lípidos y almidón son transformados en compuestos solubles que se translocan posteriormente hacia el embrión lo que favorece el crecimiento y emergencia de la radícula. Los tratamientos de remojo en semillas han demostrado promover la emergencia de la radícula y acelerar el proceso de floración y cosecha de cultivos establecidos en lugares con alto estrés hídrico (Shivankar et al., 2003), y la utilización de remojo previo ha sido

empleado para homogeneizar el tiempo de germinación de las semillas, asegurando uniformidad en el cultivo de maíz, soya, trigo entre otros (Singh, 1995). La distribución de agua en los tejidos en expansión durante la germinación está condicionada a los niveles de azúcar y almidón en la semilla, los cuales deben estar regulados en la misma (Melo et al., 2009).

Se ha reportado en semillas de frijol irradiadas con luz UV-C un cambio en los metabolitos secundarios que las conforman como ácidos fenólicos, flavonoides y los cromóforos asociados a longitudes de onda del rango de luz UV-C. El cambio en la conformación de moléculas involucradas en distintas rutas metabólicas podría darles un beneficio a las plantas consumidas en forma de brotes, ya que su calidad fisiológica y nutricional mejora, se menciona que es posible que la luz UV-C interactúe en diferentes niveles estructurales de las semillas, fotoestimulando cromóforos que intervienen en procesos metabólicos dentro de las semillas (Hernández et al., 2020).

Foroughbakhch et al., (2015) reportaron resultados con plántulas de soya y girasol, encontrando efectos positivos con la exposición de luz UV-C, en donde hay una inducción del mecanismo de tolerancia que puede estar relacionado con la acción de antioxidantes, como los flavonoides, los cuales se mantienen activos dentro de las semillas. Se muestran efectos positivos en variables como germinación y vigor en estas plántulas. Foroughbakhch y colaboradores reportan resultados favorables a exposiciones de luz ultravioleta de 0.16 mW m^2 (equivalente a 1.6 Wm^2), para la cantidad de plántulas normales en el experimento, atribuyendo estos resultados a la respuesta intrínseca de la especie en cuestión, ya que comparado con otros autores donde la respuesta es negativa ante la radiación de luz UV-C atribuyen este efecto negativo a la concentración de flavonoides en la semilla, asociada a su vez con una mayor producción de radicales libres que causan cambios negativos en los embriones y disminuyen la cantidad de plántulas.

En este trabajo, la luz UV-C no redujo la germinación, es decir, que no presentó un efecto negativo sobre ésta. En el vigor hay un efecto positivo de la luz UV-C que estimula la fisiología de las plántulas, propiciando un óptimo crecimiento de éstas.

Se ha observado que la acción de la luz UV-C sobre las semillas es capaz de incrementar las tasas de germinación en el maíz y que la temperatura de esta radiación provee las condiciones adecuadas para la germinación, la radiación rompe

la cubierta de la semilla ayudando a una alta y rápida imbibición de oxígeno y agua interrumpiendo la dormancia además, de ser capaz de incrementar la respiración celular promoviendo las actividades de las mitocondrias (Sadeghianfar *et al.*, 2019).

Las unidades formadoras de colonias (UFC) determinadas en el maíz previamente remojado e irradiado con UV-C a diferentes tiempos de exposición (Cuadro 7), presentaron diferencias significativas con respecto al control. El porcentaje de UFC, mostró en todos los tiempos de exposición un efecto fungistático, sin embargo, se observa una tendencia mayor en la reducción de los hongos a los 10 minutos, con una diferencia de 41.17% con respecto al control. Mientras que sin remojo hay una diferencia de 73.22% entre el tratamiento de 15 minutos y el control. Rodríguez *et al.*, 2011 reportan resultados a los 10 minutos de exposición en semillas de maíz con luz UV-C en la reducción de la incidencia de micobiota, cuando son irradiadas con lámparas de UV-C a una intensidad de 15 mW cm². Estos autores sugieren que la combinación de irradiación con luz UV-C y el uso de hipoclorito de sodio después de la irradiación, pueden ser usados como tratamiento para el control en la incidencia de hongos como *Fusarium*. En este trabajo, se encontró una reducción en el porcentaje de granos infectados por *Fusarium* spp. a tiempos de 10 y 30 minutos de exposición. En cuanto al maíz sin remojo previo, se observa una disminución en las UFC con respecto al control, siendo 15 minutos el tiempo con mayor eficacia.

4.5 Evaluación de micobiota endógena y exógena en semillas de maíz amarillo posterior a la irradiación con luz UV-C

En el Cuadro 7 se muestra la micobiota endógena y exógena encontrada en maíz amarillo irradiado con luz UV-C a 5, 10 y 15 minutos, con una longitud de onda de 254nm. Para el maíz en remojo, la micobiota endógena no presentó diferencias significativas entre tratamientos y el control sin embargo en el maíz sin remojo se observó una estimulación en el desarrollo de la micobiota endógena, siendo mayor a los 5 minutos. Algunas especies como *F. verticillioides* se encuentra en el maíz, en prácticamente cualquier parte de la planta, siendo el principal patógeno de éste cultivo. Es conocido como patógeno necrotrófo por el daño letal que causa a los tejidos de sus hospederos, una vez que elimina a su hospedero es capaz de sobrevivir

como saprófito en el residuo del cultivo una vez cosechado, mejor conocido como rastrojo. Es capaz de sobrevivir como endófito en la semilla, además del tallo, esperando que las condiciones se tornen favorables para comenzar a invadir la planta causándole daños graves, como la pudrición de tallo, raíz y mazorca. Algunas rutas que utiliza este hongo para infectar la planta son: a) infección sistémica de las plántulas, que curre durante la germinación de las semillas y a lo largo del establecimiento de la planta en su crecimiento, el hongo sobrevive en la semilla pudiendo reinfectar la raíz cuando esta crece nuevamente, penetrando el pericarpio y las células de la epidermis de la raíz, dando como resultado que las hifas invadan las células del parénquima, aunque es raro que llegue a penetrar hasta el sistema vascular. De 25 a 30 días después, la planta presenta signos de pudrición; b) infección de la mazorca por medio del estigma, siendo la vía más común, en donde el inóculo aéreo y los conidios transportados por gotas de agua son acarreados al estigma, facilitando la entrada a las células del pericarpio, permitiendo que la hifa crezca en la superficie de la cutícula y así, poder acceder al grano mediante la parte inferior del canal estilar; c) infección del tallo y la mazorca por daño mecánico, en donde las mazorcas y los tallos son horadados cuando los insectos plaga se alimentan del maíz, además de servir como vectores del hongo, ayudándolo a dispersarse a lo largo de la planta o a otras plantas aledañas. El hongo es capaz de sobrevivir en los órganos externos de los insectos y llevados de planta en planta, y es gracias al daño hecho por estas plagas que pueden acceder al hospedero (De la Torre- Hernández *et al.*, 2014).

Cuadro 7. Micobiota endógena y exógena encontrada en semillas de maíz amarillo irradiado con luz UV-C (Elaboración propia, 2021).

Con remojo			Sin remojo		
Tratamiento	%UFC en Micobiota endógena (PDA _d)	%UFC en Micobiota exógena (PDA _t)	Tratamiento	%UFC en Micobiota endógena (PDA _d)	%UFC en Micobiota exógena (PDA _t)
Control	49 a	64 b	Control	49 b	97.75 a
5 minutos	44 a	61 b	5 minutos	73.25 a	95.25 a
10 minutos	55 a	61 b	10 minutos	64.25 ba	73.5 c
15 minutos	44 a	73 a	15 minutos	53.25 ba	86.75 b
Error	0.57 ns	0.01*	Error	0.17 ns	0.001**
Media	48	64.75	Media	59.93	88.31
R ²	0.23	0.72	R ²	0.4215	0.91
CV	25.9	7.29	CV	25.26	4.63

CV: coeficiente de variación; R²: coeficiente de determinación; **: altamente significativo; *: significativo (p ≤ 0.05); ns: no significativo. Medias con letras diferentes en la columna, indican diferencias significativas con la prueba de LSD (p ≤ 0.05).

En la micobiota exógena del maíz con remojo hay un incremento en el tratamiento de 15 minutos, lo cual podría deberse a que la luz favorece el crecimiento de algunos géneros como *Fusarium*. El genoma de las especies del género *Fusarium* contiene genes que codifican para la síntesis de distintos fotoreceptores, incluyendo tres miembros de la familia criptocromo-fotoliasa; la fotoliasa CPD, la cry-DASH y un criptocromo cercano a la familia de criptocromos de las plantas. Estudios en *Fusarium fujikuroi* (Nirenberg, 1976) han mostrado que mutaciones en el gen CryD que codifica para fotoliasa cry-DASH, desencadena características fenotípicas bajo condiciones lumínicas que incluyen alteraciones en el metabolismo secundario, desarrollo de las colonias y producción de macroconidios. Esta misma proteína está involucrada en otras funciones para distintos hongos; como su participación en el ritmo circadiano de *Aspergillus nidulans* y el desarrollo del apotecio en *Sclerotinia sclerotium*. Los datos muestran que CryD es un regulador negativo en la producción de macroconidios en *F. fujikuroi* y se asocia esa regulación a la disponibilidad de nitrógeno; sin embargo, la dependencia de la luz reprime el rol de CryD en esa producción de macroconidios, a pesar de que CryD es funcional bajo condiciones de luz, la ausencia de macroconidios en oscuridad sugiere que existen diferentes sistemas operativos de represión para los mismos procesos en oscuridad y dependientes de luz (Castrillo, 2014).

En *A. nidulans*, existe el gen CryA, que causa la inducción de genes reguladores del ciclo sexual y estimulan la formación de ascomas (Bayram *et al.*, 2008), el gen VeA puede estar involucrado en la inducción de CryA. VeA pertenece al complejo VeIB/VeA/LaeA que regula el desarrollo asexual y el metabolismo secundario en *A. nidulans*. Análogo a CryA, en *F. fujikuroi* encontramos que el gen CryD puede estar asociado a algún complejo similar al que pertenece CryA; se especula que CryD dentro de este complejo puede ser responsable de afectar la conidiación y el metabolismo secundario en las mismas condiciones dependientes o no de la luz en las que lo hace CryA (Castrillo, 2014).

En experimentos del mismo autor, se sometieron colonias de *F. fujikuroi* de tipo silvestre y mutantes SF236 y SF237 a diferentes dosis de luz UV (lámpara Philips TUV 15W/G15T8), y las colonias fueron crecidas en condiciones de luz y de oscuridad. Después de tres días los datos mostraron altos rangos de supervivencia cuando los conidios fueron incubados en condiciones de luz, lo que indicaba procesos de fotoreparación en los hongos. Sus resultados sugieren que CryD juega un rol crucial en la reparación por daño de luz UV, sin embargo, esa función es adjudicada también a su ortólogo Phr1 fotoliasa, la cual en *Trichoderma atroviride* es responsable de la reparación de lesiones inducidas por exposición a luz UV (Berrocal *et al.*, 2007), lo cual podría indicar que esa misma fotoliasa dentro de *F. fujikuroi* pueda cumplir la función de reparación ante daño causado por exposición a luz UV. Para la micobiota exógena en el maíz con remojo, encontramos una diferencia en el tratamiento de 15 minutos (73%), lo cual indica un aumento en las unidades formadoras de colonias sin embargo en el tratamiento sin remojo, se observa una reducción de las % UFC a los 10 minutos (73.5%) en comparación con el control que presentó un 97.75 % UFC. En este trabajo se encontró que la intensidad de radiación empleada de 700 W/m², obtuvo efectos fungistáticos sobre la micobiota en un tiempo de exposición de 10 minutos, reduciendo la exógena en el tratamiento sin remojo, probablemente debido a que si las semillas no son embebidas en agua previa a su germinación, el metabolismo no está activo para que se lleve a cabo el proceso de germinación, en la medida en que lo están aquellas semillas que sí fueron embebidas, quienes ya mantenían un metabolismo activo y nutrientes sintetizados de forma tal, que las colonias de hongos fueran capaces de asimilar con mayor facilidad, favoreciendo así, el crecimiento de las unidades formadoras de colonias. Cuando la semilla comienza su proceso de germinación sin una activación previa del

metabolismo, los nutrientes tardan en estar disponibles para la asimilación por estos organismos, retrasando el crecimiento de las colonias al momento de la radiación que termina por disminuir el crecimiento de las colonias presentes en el maíz debido a los daños ocasionados por la radiación en el material genético del organismo. La reducción de las unidades formadoras de colonias en el maíz, se debe al daño ocasionado por la luz UV-C en la membrana y ADN de los microorganismos presentes.

La longitud de penetración de tratamientos de luz UV, dependerá de la longitud de onda utilizada. Se ha observado que con longitudes de onda de 270 nm, las longitudes varían de 0.22 a 0.65 mm de profundidad dependiendo del tiempo de exposición, y se ha observado que en longitudes de onda de 254 nm, esta capacidad de penetración disminuye. Sin embargo la longitud de penetración óptica incrementa conforme el tiempo de radiación lo hace de igual manera, dentro de las longitudes que comprenden los 270 a 750 nm, mientras que disminuyen hacia la región ultravioleta, lo que produce que la longitud de la penetración sea mayor dentro del espectro de luz UV-A (320 - 400 nm), y disminuya en los rangos de UV-B (280 - 320 nm) y UV-C (200 - 280 nm) (Hernández et al., 2020).

Para organismos como *Escherichia coli* son necesarias radiaciones de 660 j/m^2 y en otras especies como *Rhizopus nigricans* 2,200 j/m^2 , lo que indica que dependiendo de la especie, será la dosis necesaria para erradicarlo y que la luz UV-C tenga efecto sobre el microorganismo (Osorio, 2010).

Un estudio realizado por Hidaka et al., 2006 con luz UV-C 254 nm sobre granos de trigo a una intensidad de las lámparas de 97 Wm^2 , una reducción del 90% en micobiota del género *Aspergillus* y *Penicillium* a un constante movimiento de las semillas en una banda transportadora con una irradiación de 4 segundos por superficie durante 6.3 horas, evidenciando la efectividad de la luz UV-C como agente fungistático en semillas de trigo.

En un estudio realizado por Pombo et al., (2009), se encontró que la luz UV-C, dependiendo del tipo de superficie del alimento en investigación ya sea rugosa, lisa y el grosor que está presente, será la intensidad y dosis utilizada para controlar a los microorganismos que la invaden, una vez más, poniendo énfasis en que cada

microorganismo requerirá de una medida distinta para que la luz sea capaz de penetrar la membrana plasmática y dañar el ADN. Todo lo anterior con el cuidado de que la dosis no sea tan intensa, que sea capaz de dañar los tejidos del alimento en cuestión, lo cual repercute en pérdidas económicas del producto.

Hernández et al., 2020 reportan que al incrementar la dosis de luz UV-C en semillas de frijol, se evidencian características físicas como micro hoyos en la testa y el desprendimiento de esclereidas del cotiledón. Así mismo, es importante evaluar aspectos en experimentos como éstos, donde se presta atención a tiempos de exposición, intensidad de radiación, regímenes de radiación, poder de la fuente de luz, así como la separación de las semillas a la fuente de luz, su lugar en el sitio de radiación (si están fijas o en constante movimiento de rotación), para usar la combinación correcta de todos los elementos anteriores sobre los granos en estudio y así obtener los mejores resultados posibles. La inactivación de los microorganismos irradiados con luz UV-C se efectúa en el daño al DNA provocado por la radiación desencadenando una eventual muerte celular, al formarse puentes entre bases como timina-timina, citosina-citosina y timina-citosina, interrumpiendo el proceso de replicación (Tortora, 2007; Osorio, 2010).

4.6 Identificación y caracterización de micobiota

A continuación se describen las características macro y micromorfológicas de las especies de hongos identificadas en el maíz amarillo.

Fusarium poae (Wollenw, 1913)

Micromorfología: presencia de microconidios globosos, ovoides con base truncada y napiforme, con medidas que van de los 3 a 4 μm de longitud. Los microconidios están contenidos en polifialides. Macroconidios con pequeñas muescas en su base, la zona apical embotado con tres septos. El lado dorsal de los macroconidios es más curvo que el ventral. Las medidas registradas oscilaron entre 9 a 15 μm (Figura 6).

Macromorfología: colonias de tamaños entre 36 x 23 mm y 58 x 37 mm, con tonos de color en el anverso rojo pálido en lugar de apagado y en el reverso violeta parduzco, y presentan aspecto algodonoso (Figura 6).

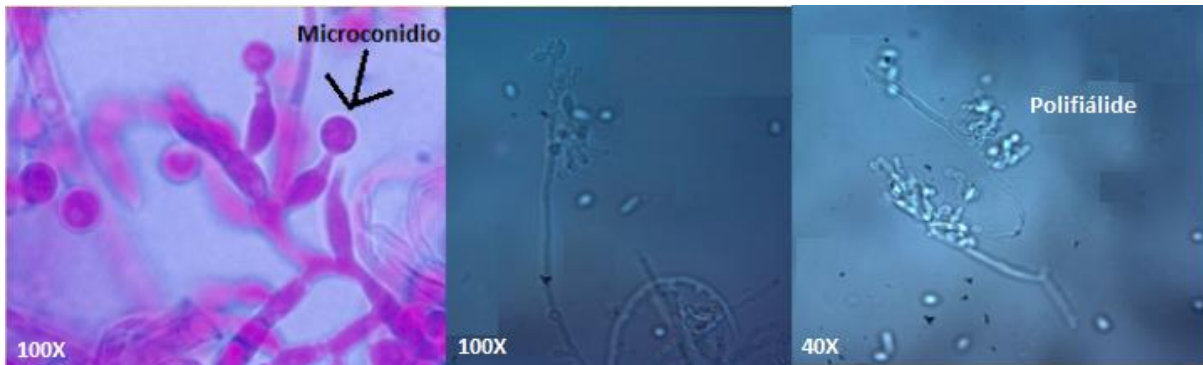


Figura 6. *Fusarium poae*. Izquierda y centro: microconidios de forma globosa en lactofucsina; derecha: polifiálide con microconidios globosos en azul de metileno.

Fusarium verticillioides (Nirenberg, 1976)

Micromorfología: microconidios de cadenas largas con forma ovoide y base truncada, que se originan a partir de fiálides. Sus medidas varían de 4 a 5 μm de largo. Macroconidios alargados y delgados con zona apical curvada o papilados y zona basal en forma de pie o mellado. Sus medidas oscilan entre las 11 y 13 μm (Figura 7).

Macromorfología: las colonias presentaron medidas de entre 52 x 37 mm y 61 x 42 mm, el anverso con tonos blanco rosadas y el reverso naranja claro; con aspecto polvoso (Figura 7).

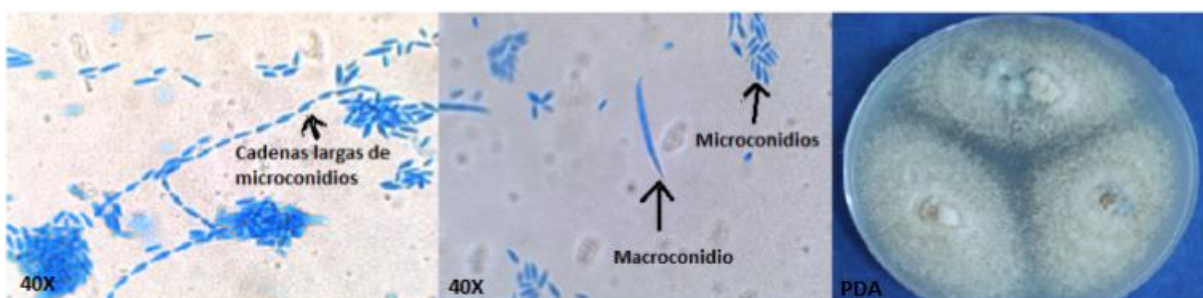


Figura 7. *Fusarium verticillioides* izquierda: cadena larga de microconidios; centro: macroconidios con tres septos y grupo de microconidios en lactofenol; derecha: macromorfología de la colonia en PDA a 25°C a los 7 días de incubación.

Fusarium oxysporum (Schltd, 1824)

Micromorfología: presentó microconidios ovales, algunos con base truncada y con un cuerpo compuesto de dos a tres células (con dos o tres septos). Se registraron medidas entre 3 a 7µm. Macroconidios en forma de gancho y delgados, con longitudes de 10 a 17µm (Figura 8).

Macromorfología: presentó colonias entre 57 x 38 mm y 64 x 42 mm, con tonos en el anverso rojo pálido hasta un blanco rosáceo, mientras que el reverso presentó coloraciones naranja pálido o rojo durazno pastel. Presentó consistencia algodonosa (Figura 8).

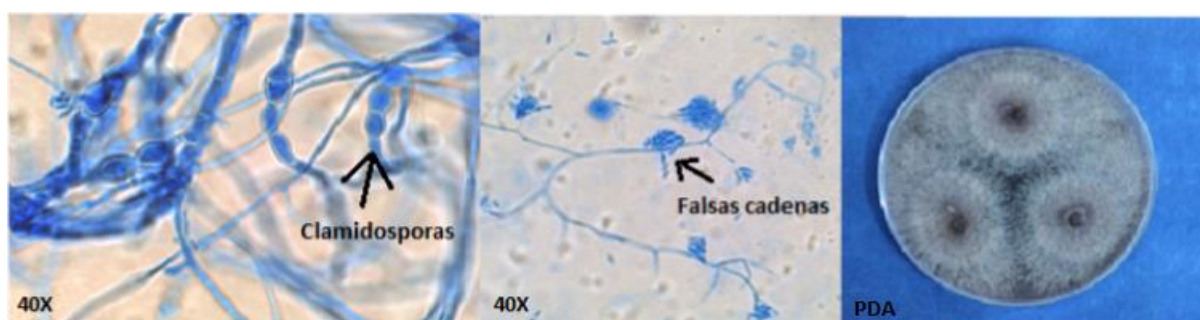


Figura 8. *Fusarium oxysporum* izquierda: clamidosporas, centro: falsas cadenas de conidios en lactofenol, derecha: macromorfología de la colonia en PDA a 25°C a los 7 días de incubación.

Fusarium proliferatum (Nirenberg, 1976)

Micromorfología: microconidios piriformes sujetos a polifiálides. Sus medidas se registraron de 3 a 6 µm. Macroconidios delgados, con la zona apical curvada y la zona del pie poco desarrollada. Sus medidas varían entre 12 a 18 µm (Figura 9).

Macromorfología: Las colonias presentaron medidas de 62 x 42 mm y 64 x 39 mm. Los colores en el anverso en tonos gris rojizo y en el reverso naranja pardusco. El aspecto de la colonia era polvosa (Figura 9).



Figura 9. *Fusarium proliferatum* izquierda: falsas cadenas de microconidios; centro: macroconidio y microconidio en lactofenol; derecha: macromorfología de la colonia en PDA a 25°C a los siete días de incubación.

Penicillium funiculosum (Thom 1910)

Micromorfología:

Conidióforo con un promedio de 72 μ m, penicilios biverticilados con una rama terminal de 28 μ m de longitud en promedio. Tres métulas no vesiculadas. Fiálides acerosas en conjuntos de 4 a 8 y con un promedio de 8 μ m de longitud. Conidios elipsoidales de aproximadamente 4 μ m de longitud, de pared lisa y catenulados (Figura 10).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: Colonias de 48.13 mm, con apariencia densa, plana y media (en el sustrato). Velutinosa con presencia de micelio blanco, conidios de color verde turquesa, presencia de exudados hialinos, sin pigmentos presentes. Anverso con colores rojo parduzco y turquesa grisáceo, el reverso con tonos de amarillo mate y rojo parduzco.

MEA 25°C, 7 días: Colonias de 52.58 mm, apariencia media, densa, plana y velutinosa. Presencia de micelio blanco, sin exudados. Pigmentos solubles de color

rojo parduzco. Anverso con coloración verde opaco y reverso con tono rojo parduzco.

G25N 25°C, 7 días: Colonias de hasta 19.50 mm, planas, velutinosas. Micelio blanco presente, sin exudados ni pigmentos solubles presentes. El anverso con conidios verde opaco y el reverso amarillo mate.

CYA 5°C, 7 días: Sin crecimiento.

CYA 37°C, 7 días: Colonias de hasta 6.57mm. Velutinosas, micelio denso y medianamente profundo en el sustrato. Sin presencia de exudados y pigmentos solubles. Anverso con coloraciones gris anaranjado y el reverso gris anaranjado.

YES 25°C, 7 días: Colonias de hasta 48.71 mm, consistencia rugosa. Micelio denso, velutinoso y medianamente profundo en el sustrato. Sin exudados ni pigmentos solubles. Anverso con coloraciones verde opaco y blanco. Reverso con tono naranja parduzco (Figura 10).

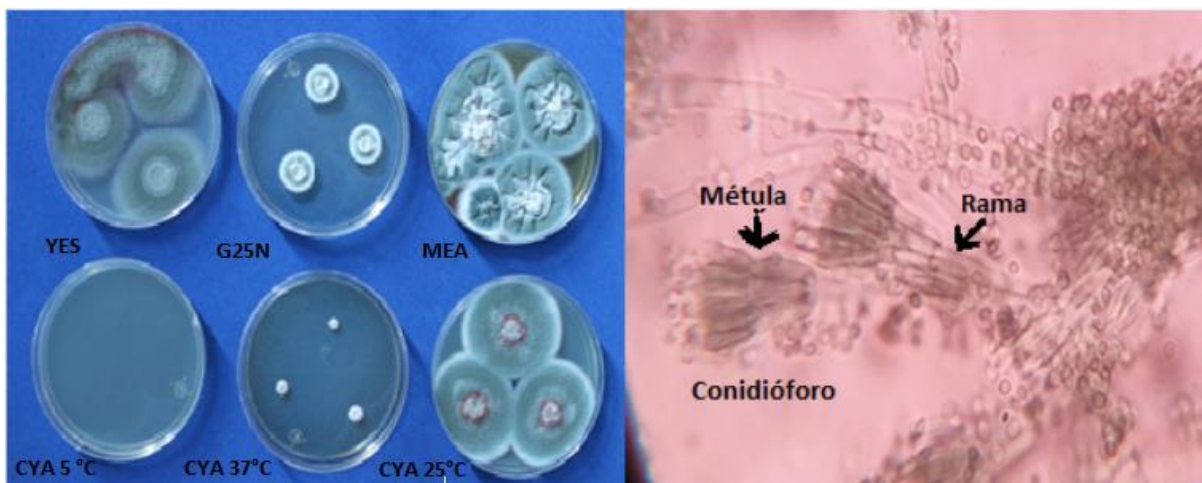


Figura 10. *Penicillium funiculosum* izquierda: macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas a los siete días de incubación; derecha: conidióforo, fiálides y métulas con conidios en lactofenol.

Penicillium oxalicum (Currie y Thom, 19515)

Micromorfología:

Conidióforos de 140µm de longitud, paredes lisas. Penicilios biverticilados. Ramas de hasta 50 µm de longitud con paredes lisas. Métulas no vesiculadas, divergentes, de paredes lisas, con una longitud de hasta 10 µm. De 3 a 4 fiálides ampuliformes, de hasta 6 µm de longitud. Conidios lisos y catenulados, esféricos de hasta 2 µm de longitud (Figura 11).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: colonias de 47.85mm de diámetro, micelio denso y medianamente profundo en el medio de cultivo, plano y flocoso de color blanco. Presencia de exudados hialinos sin pigmentos solubles presentes. El reverso de la colonia de color naranja claro y el anverso con conidios color verde opaco.

MEA 25°C, 7 días: colonias de 44.66 mm de diámetro, umbonadas y flocoso de color blanco. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Los conidios al anverso con coloraciones amarillas y el reverso de la colonia naranja grisáceo.

G25N 25°C, 7 días: colonias de 30.97 mm de diámetro, umbonadas y velutinosas sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios con coloración turquesa grisáceo y el reverso marrón oliva.

CYA 5°C, 7 días: colonias de 6.67mm de diámetro. Micelio blanco.

CYA 37°C, 7 días: colonias de 17.64 mm de diámetro, sulcadas y arrugadas, con apariencia velutinosa. Micelio color blanco. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Anverso rugoso y reverso de la colonia naranja claro.

YES 25°C, 7 días: colonias de 61.98 mm de diámetro. Umbonadas, rugosas con micelio blanco denso y algodonoso. Coloración al anverso verde opaco y al reverso amarillo naranja (Figura 11).

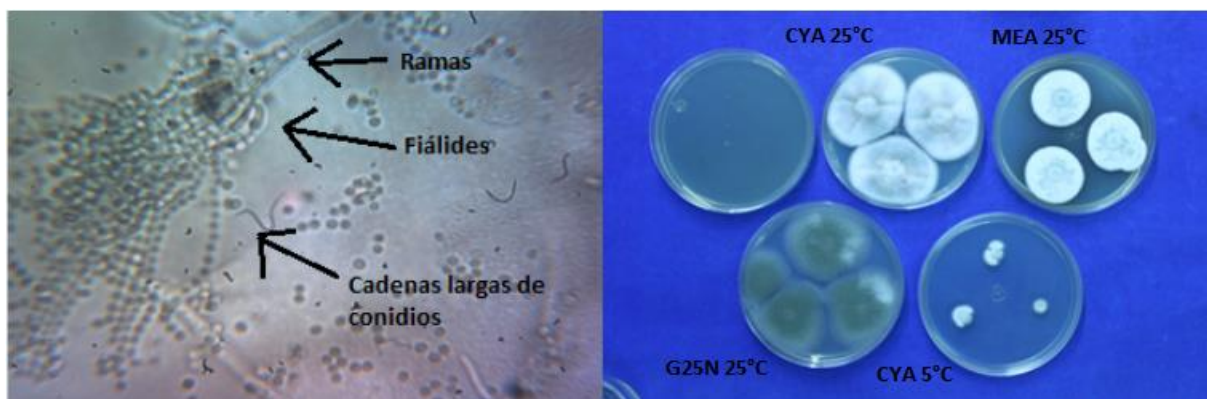


Figura 11. *Penicillium oxalicum* izquierda: conidióforo biverticilado con fiálides ampuliformes y cadenas largas de conidios en lactofenol; derecha: macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas a los siete días de incubación.

Penicillium janthinellum (Biourge 1923)

Micromorfología: verticilios irregulares, conidióforos de hasta 77.2 μm , ramas de hasta 17 μm , de paredes lisas y subterminales así como divergentes. Métulas de hasta 9.6 μm , de paredes lisas, no vesiculadas y divergentes. Fiálides de hasta 9.8 μm ampuliformes y conidios elipsoidales dispuestos en cadenas de paredes lisas de 2.5 μm (Figura 12).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: colonias de 43.20 mm de diámetro. Micelio medianamente profundo en el medio de cultivo, denso, plano y velutinoso de color blanco. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios de color verde opaco y reverso naranja parduzco.

MEA 25°C, 7 días: colonias de 39.02 mm con micelio medianamente profundo en el medio de cultivo, medianamente denso, plano y velutinoso. Micelio color blanco. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios verde oscuro y reverso de la colonia amarillo mate.

G25N 25°C, 7 días: colonias de 5.02 mm de diámetro, micelio plano e hialino. Exudados y pigmentos solubles ausentes. Anverso y reverso de la colonia color blanco

CYA 5°C, 7 días: colonia de menos de 5 mm, flocosa y blanca.

CYA 37°C, 7 días: colonia 23.54 mm de diámetro, colonia velutinoso. Sin pigmentos solubles ni exudados presentes. Micelio blanco y reverso naranja claro.

YES 25°C, 7 días: Colonia de 62.99 mm de diámetro, micelio blanco, aspecto velutinado y umbonado. Conidios verde opaco/naranja claro y reverso rojo grisáceo. Exudados hialinos. Pigmentos solubles ausentes (Figura 12).

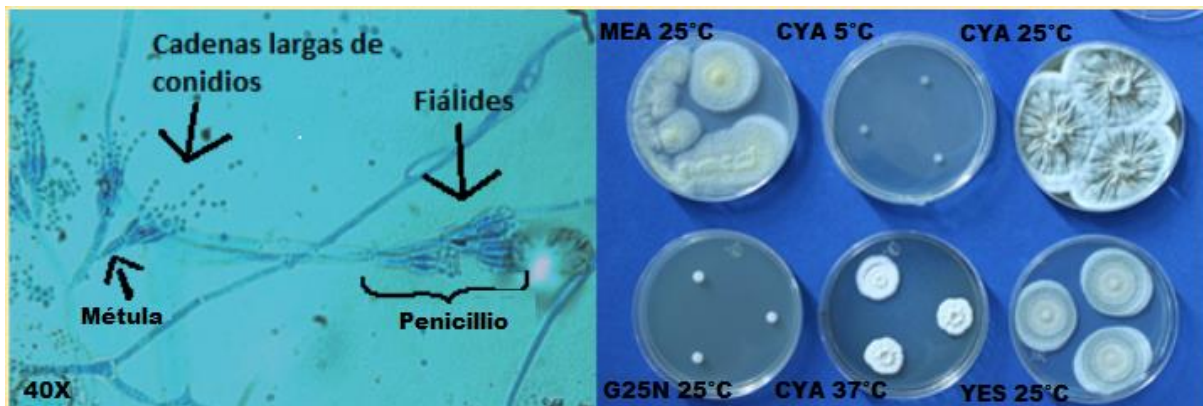


Figura 12. *Penicillium janthinellum* izquierda: conidióforo con fiálides y cadenas largas de conidios ovoides; macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas a los siete días de incubación.

Penicillium expansum (Schltdl, 1824)

Micromorfología: conidióforos de 124.8µm, paredes lisas. Penicilo biverticilado sin ramas. Métulas de 9.8µm. Fiálides ampuliformes de 6.8µm, de 1 a 4 fiálides presentes, cortas y cónicas. Conidios elipsoides de 3.6µm (Figura 13).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: colonias de 44.45mm de diámetro. Micelio medianamente profundo en el sustrato, denso, plano umbonado y velutinoso color blanco en la periferia. Exudados hialinos. Pigmentos solubles ausentes. Conidios verde opaco y reverso de la colonia marrón rojizo.

MEA 25°C, 7 días: colonias de 47.09mm de diámetro. Micelio medianamente profundo en el medio, poco denso, plano, velutinoso y umbonado. Exudados y pigmentos solubles ausentes. Conidios verdes opaco y reverso de la colonia marrón rojizo.

G25N 25°C, 7 días: colonias de 25.61mm de diámetro, apariencia arrugada, velutinosa y micelio blanco en la periferia. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios turquesa grisáceo, reverso amarillo grisáceo.

CYA 5°C, 7 días: colonia de 5.95mm de diámetro color blanco.

CYA 37°C, 7 días: colonia de 10.80mm de diámetro. Velutinosa sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios color rojo apagado, reverso de la colonia naranja claro.

YES 25°C, 7 días: Colonia velutinosa, densa y rugosa. Micelio en la periferia blanco. Conidios café oscuro y reverso naranja claro (Figura 13).

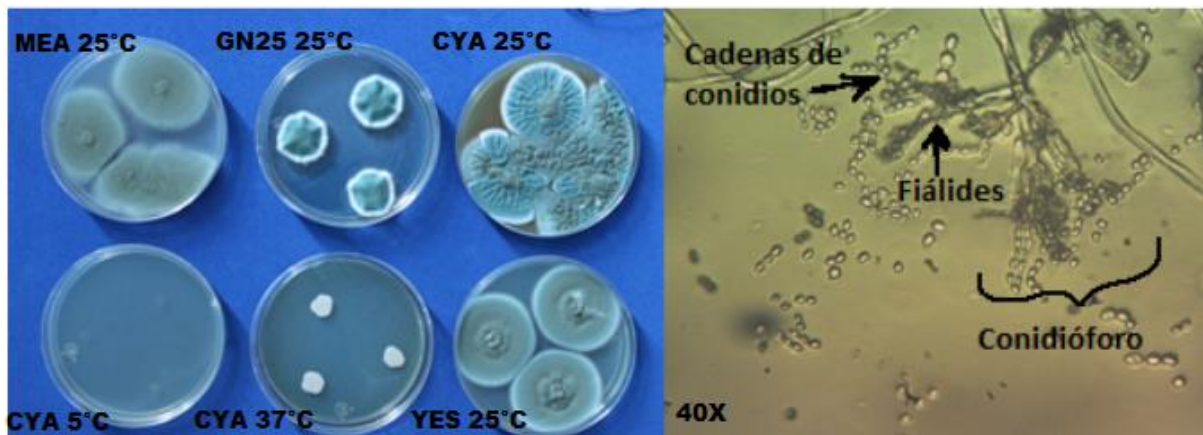


Figura 13. *Penicillium expansum* izquierda: macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas a los siete días de incubación; derecha: conidióforos, fiálides con cadenas de conidios elipsoidales en lactofenol

Penicillium aurantiogriseum (Dierckx 1901)

Micromorfología: penicilios biverticilados. Métulas con pared lisa, no vesiculadas y divergentes. Fiálides de 10.6 μm de 5 a 6 fiálides juntas, alargadas y cónicas. Conidios de 2.9 μm con paredes lisas (Figura 14).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: colonias de 47.59 mm de diámetro, colonia densa y profunda en el sustrato, plana, velutinosa y umbonada. Micelio blanco en la periferia. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios de color turquesa grisáceo y el reverso de la colonia naranja grisáceo.

MEA 25°C, 7 días: colonias de 46.27 mm de diámetro. Poco profunda en el sustrato, velutinosa, densa y plana. Micelio blanco en la periferia. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios verde opaco, reverso de la colonia café oliva.

G25N 25°C, 7 días: colonias de 10.43 mm de diámetro, plana, velutinosa. Micelio blanco en la periferia. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios hialinos y el reverso de la colonia presenta una coloración naranja claro.

En CYA 5°C y CYA 37°C, 7 días: no presentó crecimiento.

YES 25°C, 7 días: colonia flocosa, densa y arrugada. Micelio blanco en la periferia. Sin pigmentos ni exudados presentes. Conidios verde opaco con naranja grisáceo y el reverso naranja grisáceo (Figura 14).

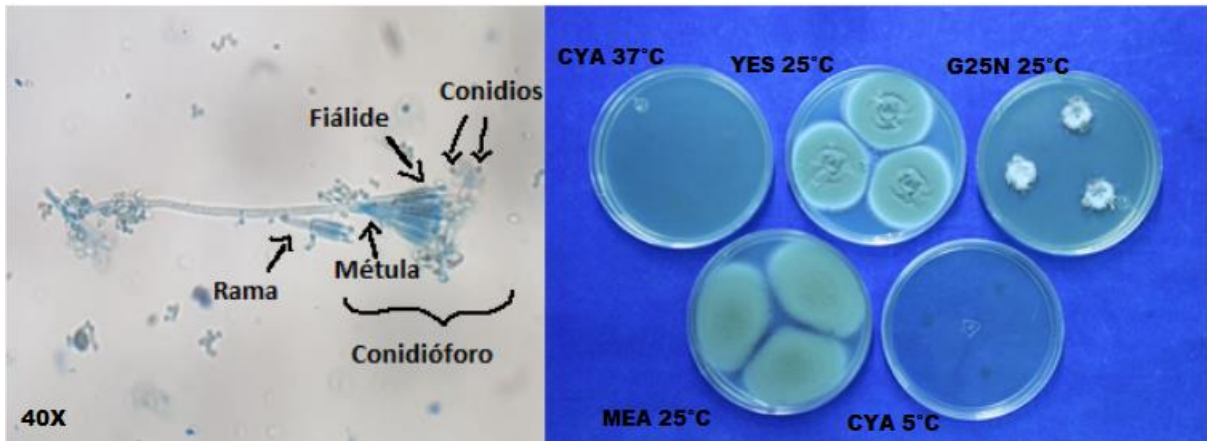


Figura 14. *Penicillium aurantiogriseum* izquierda: conidióforo biverticilado, métulas, fiálides y conidios en lactofenol; derecha: macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas a los siete días de incubación.

Penicillium commune (Skovg, O'Donell y Nirenberg, 2003)

Micromorfología: estípites de 199 μm y con pared rugosa. Métulas de 11.44 μm , con dos métulas de pared lisa, no vesiculadas de 1 a 4 fiálides de 8.32 μm , cortas y lisas. Conidios esféricos de 3.68 μm dispuestos en cadenas y de pared lisa (Figura 15).

Macromorfología:

CYA 25°C, 7 días: colonias de 30.28 mm, profundas en el sustrato, densas, flocosas y sulcadas. Micelio blanco en la periferia. Sin exudados ni pigmentos solubles presentes. Conidios color verde opaco y reverso de la colonia naranja parduzco.

MEA 25°C, 7 días: colonia de 34.29 mm de diámetro, profunda, densa y umbonada, además de aspecto velutinoso. El micelio es color blanco, mientras que los conidios son verde opaco, el reverso de color marrón oliva. Sin exudados, ni pigmentos solubles.

G25N 25°C, 7 días: colonia de 31.29 mm de diámetro, sulcada, con aspecto velutinoso y denso. El micelio de color blanco y los conidios color verde opaco. El reverso es de color amarillo grisáceo. Sin exudados ni pigmentos solubles.

CYA 5°C, 7 días: Colonia de 23.87 mm de diámetro. Aspecto velutinoso y denso. Micelio color blanco y conidios verde opaco. Reverso amarillo grisáceo. Sin exudados ni pigmentos solubles.

CYA 37°C, 7 días: Colonia de 6.59 mm de diámetro, aspecto velutinoso y denso. El micelio de color blanco y conidios verde opaco. EL reverso color café olivo. Sin exudados ni pigmentos solubles.

YES 25°C, 7 días: Colonia de 51.16 mm de diámetro. Profunda, densa y sulcada de aspecto velutinoso, además umbonada. Micelio blanco y conidios verde opaco. Reverso color amarillo grisáceo (Figura 15).

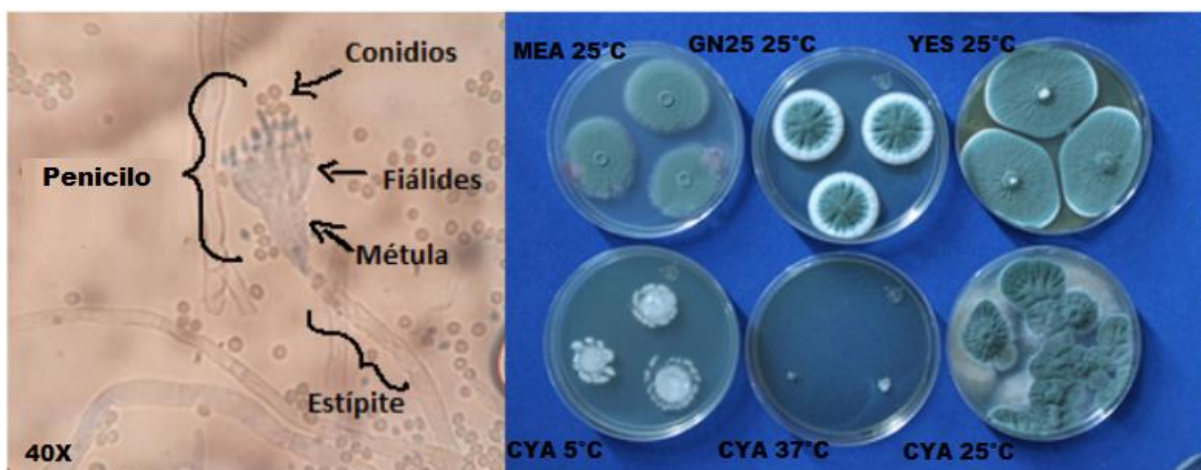


Figura 15. *Penicillium commune* izquierda: conidióforo con pared rugosa, méntulas, fiálides y conidios esféricos en lactofenol; derecha: macromorfología de las colonias en diferentes medios de cultivo y temperaturas con siete días de incubación.

Otros hongos aislados e identificados con muy baja incidencia en el maíz amarillo correspondieron a la especie de almacén *Aspergillus flavus*, y los géneros *Mucor* sp. y *Rhizopus* sp, éstos fueron identificados mediante las claves morfológicas de Klich(2002) y Warham et al. (1997) respectivamente.

Aspergillus flavus (Link, 1809)

Micromorfología: cabezas conidiales radiadas o columnares. Conidióforo de 400µm con paredes finamente rugosas a muy rugosas. Vesículas esféricas a elongadas con aproximadamente 20µm de longitud. Métulas cubriendo aproximadamente tres cuartos de la superficie total de la vesícula, fiálides de 12µm de longitud y conidios globosos a elipsoidales de 3 a 8 µm de longitud, de paredes finamente rugosas (Figura 16).

Macromorfología: CYA 25° C, 7 días: colonias de 57 mm con coloración verde y beige. Micelio color blanco con exudados color ámbar, reverso color beige claro. Sin pigmentos solubles presentes.

MEA 25°C, 7 días: colonias de 47 mm, micelio color blanco, apariencia velutinosa, conidios color verde limón, reverso de color verde opaco, sin exudados ni pigmentos solubles presentes.

CYA 37°C 7 días: colonias de 56 mm, colonia color café marrón con micelio blanco, exudados color ámbar, el reverso color café claro.

MEA 25°C 7 días: colonias de 43 mm de diámetro, con micelio color blanco y conidios color verde limón, sin pigmentos solubles ni exudados. (Figura 16).

EMA 25°C 7 días: colonias de 54 mm de diámetro, micelio color blanco y pocos conidios color verde oscuro. Sin exudados ni pigmentos solubles.

Czapek 25°C 7 días: colonias de 37 mm de diámetro, micelio color blanco y conidios color verde opaco. Sin pigmentos solubles ni exudados.

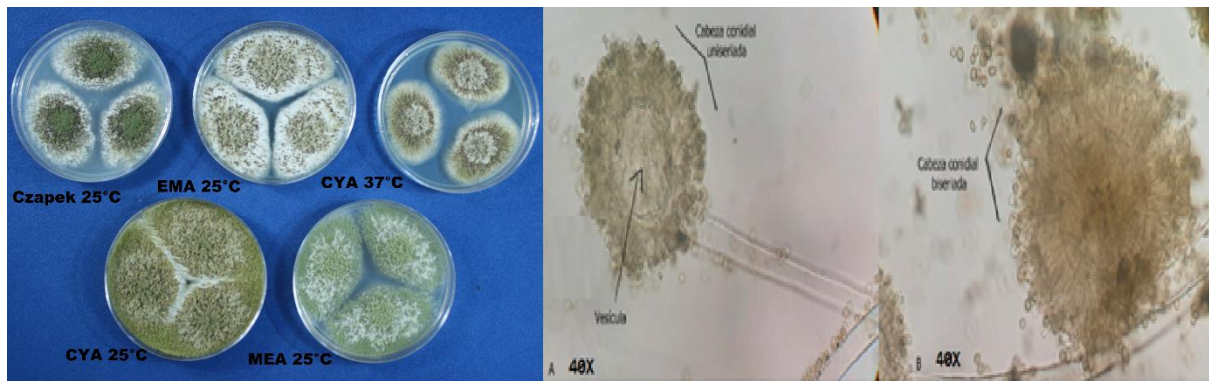


Figura 16. *Aspergillus flavus* derecha: conidióforo finamente rugoso con cabeza conidial uniseriada; centro: cabeza conidial biseriada en lactofenol; izquierda: macromorfología de las colonias en CYA con 7 días de incubación.

Aspergillus niger (Tiegh 1867)

Micromorfología: conidióforo de 400 μm paredes gruesas y lisas. Vesículas de 30 μm esféricas y amplias, biseriadas, con métulas cubriendo casi por completo la vesícula. Conidios globosos de 4.5 μm de diámetro, visualmente rugosos con bordes irregulares.

Macromorfología:

CYA 25°C: colonia de 55 mm de diámetro, aspecto flocoso hifas conspicuas, color amarillo opaco y micelio color blanco, radialmente sulcado. El reverso color amarillo claro a blanco. Sin pigmentos solubles presentes ni exudados visibles.

MEA 25°C 7 días: colonias de 30 mm de diámetro, flocosas e irregulares. Con micelio blanco incospicuo y conidios color negro, el reverso sin coloración. Sin presencia de pigmentos solubles ni exudados.

CYA 37°C 7 días: colonias de 55 mm de diámetro de aspecto flocoso. Color de los conidios, verde olivo oscuro. Micelio color blanco, sulcado radialmente. Reverso color amarillo opaco a blanco, sin pigmentos solubles presentes ni exudados visibles. Las colonias presentan características similares en apariencia a CYA25 (Figura 17).

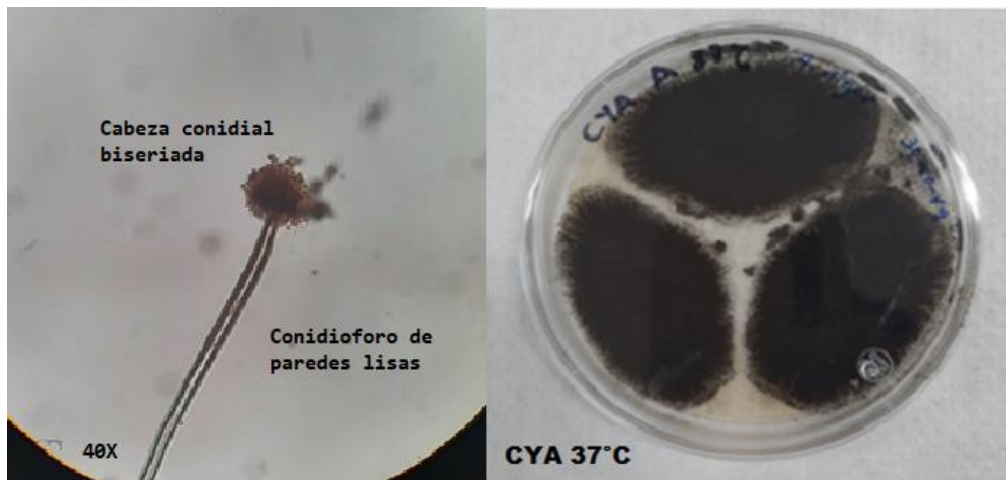


Figura 17. *Aspergillus niger* izquierda: conidióforo de pared lisa y cabeza conidial biseriada en lactofenol, derecha: características macroscópicas en CYA 37°C con siete días de incubación.

Mucor sp. (Povah, 1017)

Micromorfología: esporangios de entre 20 μm a 80 μm globosos, columela cilíndrica de hasta 50 μm y esporangiosporas subglobosas a elipsoides de hasta 6.8 μm . Esporangiosporas hialinas y globosas (Figura 18).

Macromorfología: colonias de aspecto algodonoso, micelio color blanco, con tonalidad grisácea amarillenta al centro. Sin pigmentos solubles ni exudados presentes (Figura 18).

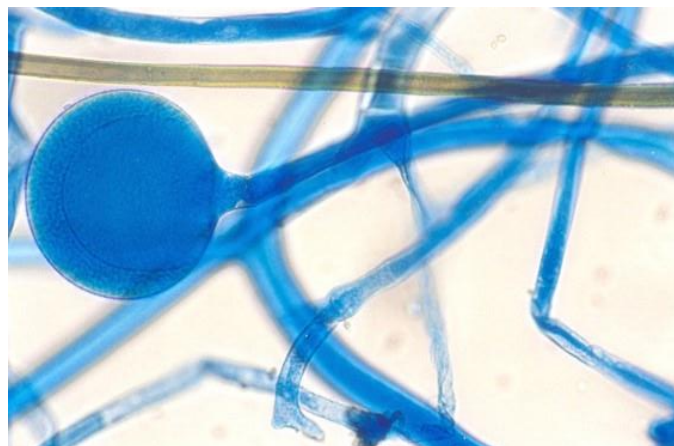


Figura 18. *Mucor sp.* esporangios anclados a su columela, en azul de algodón.

Rhizopus sp. (Kitahara y Fukui, 1950)

Micromorfología: esporangios globosos de color café grisáceos, columela globosa y esporangiosporas ovoides (Figura19).

Macromorfología: colonia de aspecto algodonoso, color café grisáceo con micelio blanco. Sin exudados ni pigmentos solubles visibles (Figura 19).

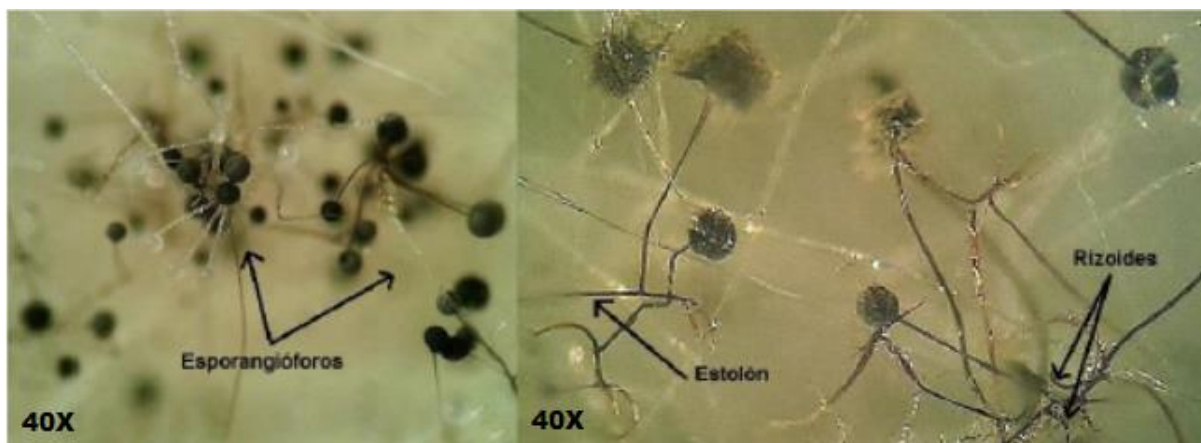


Figura 19. *Rhizopus* sp. (izquierda: esporangios en esporangióforos, derecha: estolón y rizoides en alcohol polivinílico).

Los resultados encontrados en la micobiota aislada del maíz amarillo, mostraron que los hongos de campo más frecuentes fueron los géneros *Fusarium* y *Penicillium*. El género *Penicillium* puede producir citrininas encargadas de generar padecimientos como fallos renales, edema pulmonar y patulina que se ha registrado como teratógena y carcinógena (Lura *et al.*, 2001; Mallebrera, 2016) además presenta especies responsables de la pudrición en mazorca. Las especies de *P. expansum* y *P. auranteogriseum* han sido identificadas y reportadas en granos de maíz (Raybaudi y Martínez, 1999). La pudrición en mazorca también está relacionada con las especies como *P. oxalicum* al ser el más frecuentemente encontrada, sin embargo otros géneros son también responsables de esta enfermedad. El hongo se desarrolla mostrando un color azul- verdoso, mientras que los granos dañados presentan un color amarillento y rayas que son visibles en el pericarpio (Castro y McNab, 2004). *P. funiculosum* ha sido registrado como micobiota del maíz transmitido a través de las semillas de esta planta (Niaz y Dawar, 2009).

Especies pertenecientes al género *Fusarium*, producen fumonisinas con actividad inmunosupresora e inhibición de síntesis de proteínas afectando la formación de ARN y ADN; además de estar asociadas a cáncer de estómago (Gimeno y Martins, 2011; Landeros 2005). *F. verticillioides* también provoca pudrición de mazorca además de pudrición de tallo, e incluso causan tizón en las plántulas. Al comenzar la infección, son notorias masas blancas que pertenecen al micelio de estos hongos. Este micelio crece hasta llegar a la punta de la mazorca y genera posteriormente una coloración rojiza y rosada a los granos de maíz infectados (Castro y McNab, 2004). *Fusarium proliferatum* ha sido reportado con una alta incidencia en casos de pudriciones de mazorca, mientras que *F. oxysporum* ha sido aislado tanto de raíces como de semillas, desarrollando micelio enmarañado, principalmente blanco en cultivos viejos (García *et al.*, 2010; Castro y McNab, 2004). *Fusarium poae* tiene una distribución cosmopolita, aunque en su mayoría se encuentra en zonas templadas, la colonia en la semilla se percibe algodonosa con micelio blanco y enmarañado. Cuando se produce la formación de conidios, toma una apariencia pulverulenta. Esta colonia al crecer lo suficiente, suele expedir un olor dulce, que se asemeja al de las frutas. Está asociado con la pudrición blanca de la mazorca de maíz (Castro y McNab, 2004). Las especies de *Aspergillus* producen aflatoxinas, responsables de generar hepatotoxicidad, enfermedades pulmonares severas y carcinogénesis en hígado y riñones (Martínez *et al.*, 2013; Lizárraga *et al.*, 2011; Soriano del Castillo, 2007) además pueden producir enfermedades como pudrición de mazorca. Generalmente este problema se presenta cuando las mazorcas son almacenadas con exceso de humedad. *A. niger* es una especie encontrada más comúnmente en reservorios de mazorcas expuestos a excesiva humedad y se caracterizan por cubrir con masas pulverulentas color negro los granos, mientras que *A. flavus* genera masas color amarillo-verdosas sobre los granos de maíz, su punto ideal de crecimiento es cuando el maíz logra superar el 15% de humedad en el momento de su almacenamiento (Castro y McNab, 2004). *A. niger* ocasiona la pudrición del maíz y tiene una localización cosmopolita, la colonia en la semilla es de crecimiento lento y presenta un micelio basal color blanco que produce estructuras conidiales erguidas de color negro en su maduración estos hongos al ser de deterioro avanzado y encontrarse en condiciones de almacenamiento, se desarrollan bajo condiciones de humedades relativas de entre 65 a 90% (Moreno, 1998). *Rhizopus* genera la pudrición de mazorca de maíz y tiene una distribución cosmopolita. Es

importante entre las pudriciones de un mal almacenamiento y es gracias a sus estolones que se disemina con rapidez sobre las semillas generando un micelio color grisáceo y abundante (Castro y McNab, 2004).

Capítulo V. Conclusiones

En el vigor se observó un efecto positivo de la luz UV-C sobre la longitud media de la plúmula a los 10 minutos en el tratamiento con remojo, aumentando un 31.63% con respecto al control, favoreciendo la calidad fisiológica. Así mismo, se observó una tendencia en el aumento de la longitud media de plúmula en semillas sin remojo irradiadas por 15 minutos. La luz UV-C mantuvo la germinación de las semillas sin disminuirla (100%).

La luz UV-C presentó un efecto fungistático en la micobiota presente en las semillas de maíz amarillo, a una longitud de onda 254 nm y una intensidad de 700 W/m². El tiempo de exposición de 10 minutos para la semilla con remojo, redujo hasta en un 41.37% la incidencia de colonias con respecto al control y el mayor efecto alcanzado fue en la micobiota exógena de las semillas sin remojo, con una reducción de un 73.22% con respecto al control.

Se identificaron cuatro especies del género *Fusarium* (*F. poae*, *F. verticillioides*, *F. oxysporum*, *F. proliferatum*), seis especies del género *Penicillium* (*P. funiculosum*, *P. oxalicum*, *P. janthinellum*, *P. expansum*, *P. aurantiogriseum*, *P. commune*), dos especies del género *Aspergillus* (*A. flavus* y *A. niger*), una cepa del género *Mucor* (*Mucor* sp.) y un aislado del género *Rhizopus* (*Rhizopus* sp.), posterior a la radiación de las semillas de maíz amarillo con luz UV-C.

La aplicación de métodos biofísicos producen efectos de bioestimulación en plantas y semillas. Es importante definir los tiempos de irradiación adecuados para obtener procesos de bioestimulación positivos, por lo que se consideran potencialmente una alternativa sostenible para aumentar la calidad fisiológica y sanitaria en semillas.

Recomendaciones

El área de penetración de la luz UV ha sido reportada de 0.22 a 0.65 mm de penetración con longitudes de onda de 270 nm, esta distancia puede alejarse de ser la adecuada para alcanzar a la microbiota endógena en los granos de maíz. Aumentar la longitud de onda podría ser beneficioso en trabajos de investigación posteriores, para determinar la profundidad del área alcanzada por la luz, y su efecto en la microbiota existente.

Los tratamientos evaluados en este trabajo, obtuvieron sus mejores resultados a los 10 minutos, sin embargo se recomienda usar tiempos de exposición más prolongados y distintas intensidades, para determinar, el alcance fungicida o fungistático que las distintas combinaciones entre longitudes de onda, intensidades y tiempos de exposición puedan obtener.

El agua es un factor para promover la germinación y el vigor de las plántulas, se recomienda probar diferentes tiempos de remojo en las semillas, con el fin de optimizar los efectos positivos de la luz UV-C.

El género *Fusarium* tiene fotoreceptores que captan la luz, bajo condiciones lumínicas se estimulan para llevar a cabo procesos como germinación de las esporas o producción de macroconidios. Se recomienda mantener los granos en condiciones de oscuridad el mayor tiempo posible, con la finalidad de que no sean estimulados lumínicamente y así evitar el desarrollo de especies de este género.

Se recomienda utilizar diferentes variedades de maíz que puedan tener características distintas en su desarrollo y vigor, obteniendo variaciones en su respuesta ante la irradiación de la luz UV-C.

Referencias

1. Acosta, R. (2009). El cultivo del maíz, su origen y clasificación. El maíz en Cuba. *Cultivos Tropicales*, 30 (2), 113-120.
2. Ahammad, K. U., Rahman, M. M., y Ali, M. R. (2014). Effect of hydropriming method on maize (*Zea mays*) seedling emergence. *Bangladesh Journal of Agricultural Research*, 39 (1), 143-150.
3. Al-Karanki G, N y Al-Hashimi M. (2012). Green fodder production and water use efficiency of some forage crops under hydroponic conditions. *ISRN Agronomy*. 2012.
4. Bakırdere, S., Bora, S., Bakırdere, E. G., Aydın, F., Arslan, Y., Komesli, O. T., Isyl A y Yıldırım, E. (2012). Aflatoxin species: their health effects and determination methods in different foodstuffs. *Central European journal of chemistry*, 10, (3), 675-685.
5. Barnett H. L., Hunter B. B. (1998). Illustrated genera of Imperfect Fungi. *APS Press*, St. Paul, Minnesota.
6. Bayram, O., Biesemann, C., Krappmann, S., Galland, P., and Braus, G.H. (2008). More than a repair enzyme: *Aspergillus nidulans* photolyase-like CryA is a regulator of sexual development. *Mol Biol Cell*, 19 (8), 3254-3262.

7. Berrocal, T. G. M., Esquivel N. E. U., Horwitz, B. A., y Herrera E. A. (2007). Trichoderma atroviride PHR1, a fungal photolyase responsible for DNA repair, autoregulates its own photoinduction. *Eukaryotic Cell*, 6 (9), 1682-1692.
8. Carrillo Leonor (2003). *Los hongos de los alimentos y forrajes*. Universidad Nacional de Salta. Salta Argentina (7), 81-86.
9. Castañeda Sánchez, R., Chirivella Martorell, J., & Carbonell Baldoví, E. (2012). Micotoxicosis derivadas de la nutrición animal. Revisión del tema. *Nereis*, (4), 51-61.
10. Castrillo Jiménez, M. (2014). *Análisis Funcional de fotoproteínas en Fusarium*. [Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla].
11. Christensen, C. M. y Kaufmann H. H. (1969). *Grain storage. The role of fungi in quality loss*. University of Minnesota Press.
12. Castro, C. y McNab, A. CIMMYT. (2004). *Enfermedades del maíz: Una guía para su identificación en el campo*. [Cuarta edición. México, D.F.].
13. De la Torre, H. M. E., Sánchez, R. D., Galeana, S. E y De la Parra P. (2014) Fumonisin –síntesis y Función en la interacción *Fusarium verticillioides*-maíz. *TIP Rev Esp Cienc Quim Biol*. 17, (1), 77-91.

14. Devotto M. L y Gerding P. M. (2003). Respuesta de dos aislamientos chilenos de *Metarhizium anisopliae* (METSCHNIKOFF) sorokin a la adición de un protector solar. *Agricultura Técnica*, 63, (4), 339-346.
15. Dinolfo, M. I y Stenglein, S. A. (2014). *Fusarium poae* and mycotoxins: potential risk for consumers. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 49, (1), 5-20.
16. Dombrink K. M. A. y Blackburn, J. A. (2005). Evaluation of several culture media for production of patulin by *Penicillium* species. *International Journal of Food Microbiology*, 98(3), 241-248.
17. Doria J.(2010). Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos Tropicales*. 31, (1), 74-85.
18. Figueroa, R. M. G., Rodríguez, G. R., Guerrero A. B. Z., González, C. M. M., Pons, H. J. L., Jiménez, B. J. F. y Mendoza E. M. (2010). Caracterización de especies de *Fusarium* asociadas a la pudrición de raíz de maíz en Guanajuato, México. *Revista mexicana de fitopatología*, 28, (2), 124-134.

19. Foroughbakhch, P. R., Bacópulos, M. Elly, y Benavides, M. A. (2015). Efecto de la irradiación con UV-C en la germinación y vigor de tres especies vegetales. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*, 2, (5), 129-137.
20. Gimeno A y Martins M. L. (2011). *Micotoxinas y Micotoxicosis en Animales y Humanos*. 3° Ed Special Nutrients Inc.
21. González, C. N., Silos, E. H., Estrada C. J. C., Chávez M. J y Tejero, J. L. (2016) Características y propiedades del maíz (*Zea mays* L.) criollo cultivado en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 7 (3), 669-680.
22. González, H. A., Vázquez, G. L. M., Sahagún, C. J., Rodríguez. P. J. E., y Pérez, L. D. J. (2007). Rendimiento del maíz de temporal y su relación con la pudrición de mazorca. *Agricultura técnica en México*, 33, (1), 33-42.
23. Grande, T. C. y Orozco, C. B. (2013). Producción y procesamiento del maíz en Colombia. *Revista Guillermo De Ockham*, 11, (1), 97-110.
24. Harris, D. (2003). Increasing yields of rainfed crops in Africa using 'on-farm' seed
- a. priming. *African Crop Science. Conf. Proceed.* 6, 26-30.

25. Hernández, A. C., Dominguez, P. A., Palma, T. M., Valderrama, B. C., Soto, H. A., Cruz, O. A. y Ordonez M. J. (2020). Characterization of Bean Seeds, Germination, and Phenolic Compounds of Seedlings by UV-C Radiation. *Journal of Plant Growth Regulation* 40, (2), 642-655.
26. Hernández, D. S., Reyes, L. M. A., García, O. J. G., Mayek, P. N. y Reyes, M. C. A. (2007). Incidencia de Hongos Potencialmente Toxígenos en Maíz (*Zea mays* L.) Almacenado y Cultivado en el Norte de Tamaulipas, México. *Revista mexicana de fitopatología*, 25, (2), 127-133.
27. Hidaka, Y. y Kubota K. (2006). Study on the sterilization of grain surface using UV radiation-Development and evaluation of UV Irradiation Equipment. *Japan Agricultural Research Quarterly*, 40, 157-161.
28. International Seed Testing Association ISTA (2010) *International Rules for Seed Testing*. The International Seed Testing Association, Bassersdorf, Switzerland
29. Jensen, M. H. (1991). Hydroponic culture for the tropics: Opportunities and alternatives. *International Seminar on Hydroponic Culture of High Value Crops in the Tropics in Malaysia*, November 25-27.

30. Juárez, L. P., Morales, R. H. J., Sandoval, V. M., Gómez, D. A., Cruz, C. E., Aguirre, O. J., Alejo, S. G., Ortiz, C. M. (2013). Producción de Forraje Verde Hidropónico. *Revista Fuente Nueva Época*. 4, (13), 16-23.
31. Klich, M. A. (2002). Identification of Common *Aspergillus* Species. CBS Centraal Bureau voor Schimmelcultures, The Netherlands.
32. Landeros, R. P. (2005) *Estimación del grado de exposición a Fumonisinias en humanos y pollos, mediante biomarcadores en suero y orina*. [Tesis de pregrado Universidad de Guadalajara, Las Agujas, Zapopan Jalisco].
33. Leslie J.F., y Summerell B.A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell. Iowa USA.
34. Lizárraga, P. E. G., Moreno, M. E., y Miranda, C S. P. (2011). Aflatoxins and their impact on human and animal health: an emerging problem. *Aflatoxins- Biochemistry and molecular biology*, Guevara R. G Ed. Rijeka, Croatia Aflatoxins: Biochemistry and Molecular Biology. pp. 255-282 Books on Demand.
35. Londo, C. E. M. y Martínez, M. M. (2017). Aflatoxinas en alimentos y exposición dietaria como factor de riesgo para el carcinoma hepatocelular. *Biosalud* 16, (1), 53-66.

36. López, A. R., Murillo, A. B. y Rodríguez, Q. G. (2009). El forraje verde hidropónico (FVH): Una alternativa de producción de alimento para el ganado en zonas áridas. *Interciencia*, 34, (2), 121-126.
37. Luna M. B. M., Hinojosa, M. A. R., Ayala, Castillo, G. F., G, J. y A Mejía, C. (2012) Perspectiva de desarrollo de la industria semillera de maíz en México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 35, (1), 1-7.
38. Lurá, M. C., Fuentes, M. B., Cabagna, M., González, A. M., Nepote, A. F., Giugni, M. C. y Latorre, M. G. (2001). Actividad de metabolitos de *Penicillium citrinum* sobre ratones *Mus musculus*. *Revista Iberoamericano de Micología*, 18, 183-186.
39. Mallebera, S, B (2016) *Evaluación de la toxicidad IN VITRO y estrategias de la mitigación de la beauvericina, esterigmatocistina y patulina*. [Tesis Doctoral] Universidad de Valencia, Valencia España].
40. Martínez., M. M., Vargas del Río, L. M., Gómez, V. M.(2013) Aflatoxinas: incidencia, impactos en la salud, control y prevención. *Biosalud*. 12, (2), 89-109.
41. Mathur, S. B. y Kongsdal, O.(2003) *Common Laboratory Seed Health Testing Methods for Detecting Fungi*, 1st Edition. Bassersdorf, Switzerland, International Seed Testing Association 425pp.

42. Melo, Z. L., De O, J. F., De C, Goncalves., Mazzafera, D. y Dossantos, A. C. (2009). Mobilization of seed reserves during germination of four tropical species of the amazon rainforest. *Seed Sci. Technol*, 37, (3), 597-607.
43. Mendoza, E. M., Enríquez, E. A., López, B. A., Rodríguez, G. R., Latournerie, M. L., y Herrera, S. A. R. (2006). Tasa de infección de la pudrición del tallo en maíz causada por *Fusarium moniliforme*. *Agronomía mesoamericana*. 17, (1), 19-24.
44. Moreno M. E. (1988). *Manual para la identificación de hongos en granos y sus derivados*. México, D.F. Universidad Nacional Autónoma de México. Primera edición.
45. Munkvold, G. P. (2003). Cultural and genetic approaches to managing mycotoxins in maize. *Annual Review of Phytopathology*, 41, (1), 99-116.
46. Niaz, I., y Dawar, S. (2009). Detection of seed borne mycoflora in maize (*Zea mays*. L). *Pakistan. Journal of Botany* 41 (1), 443-451.
47. Nguyen, T. T., y Lee, H. B. (2018). Isolation and characterization of three Zygomycetous fungi in Korea: *Backusella circina*, *Circinella muscae*, and *Mucor ramosissimus*. *Mycobiology*, 46, (4), 317-327.

48. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura FAO (2019). *Comisión del codex alimentarius. Programa conjunto FAO/OMS sobre normas alimentarias.* <http://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius>
Consultado el 19/05/2021
49. Osorio, F. (2010). *Tratamiento de aguas para la eliminación de microorganismos y agentes contaminantes.* Madrid: Edición Díaz de Santos.
50. Ostry, V., Malir, F., y Ruprich, J. (2013). Producers and important dietary sources of ochratoxin A and citrinin. *Toxins*, 5, (9), 1574-1586.
51. Páez, C. L. R., Reyes, M. C. P., Aguilar, C. H., Pacheco, F. A. D., Martínez, E. M., Orea, A. C., y Bonilla, J. L. L. (2011). Control of natural mycobiota in maize grains by ultraviolet (UVC) irradiation. *Acta Agrophysica*, 18, (2), 193-197.
52. Peña, G. D. (2007). La exposición a la aflatoxina B1 en animales de laboratorio y su significado en la salud pública. *Salud Pública de México*, 49, (3), 227-235.
53. Peraica, M. R. B., Lucic, A y Pavlovic M. (1999). Efectos tóxicos de las micotoxinas en el ser humano. *Bulletin of The World Health Organization*. 77, (9), 754-766.

54. Peraica, M. B., Lucic, A., y Pavlovic, M. (2000). Efectos tóxicos de las micotoxinas en el ser humano. *Boletín de la Organización Mundial de la Salud: la revista internacional de salud pública: recopilación de artículos 2000*, (2), 80-92.
55. Pérez Mendoza, Claudia, Hernández Livera, Adrián, González Cossio, Félix Valerio, García de los Santos, Gabino, Carballo Carballo, Aquiles, Vásquez Rojas, Tito Roque, y Tovar Gómez, María del Rosario. (2006). Tamaño de semilla y relación con su calidad fisiológica en variedades de maíz para forraje. *Agricultura técnica en México*, 32, (3), 341-352.
56. Pitt, J. I. 1979. *The genus Penicillium and its teleomorphic states Eupenicillium and Talaromyces*. Academic Press Inc. London UK. 634p.
57. Plasencia J., y Abbas H. K. (2005). *Aflatoxin and Food Safety. Food science and technology series*. CRC Press, Boca Raton, Florida 616p.
58. Pombo. M., Dotto. A., Martinez. M., Civello. P. (2009). UV-C irradiation delays strawberry fruit softening and modifies the expression of genes involved in cell wall degradation. Cháscomus, Argentina. *Postharvest Biology and Technology*, 51, (2), 141-148.
59. Rivera, D.M., Gardea, B.A.A., Martínez, T.M.A., Domínguez, R.M., y González, A.G.G. (2007). Review: Postharvest biochemical effects of UV-C irradiation on Fruit and vegetables (in Spanish). *Revista. Fitotecnia Mexicana*. 30, (4), 361-372.

60. Robert A. S. y Pitt J. I. (1990). *Modern Concepts in Penicillium and Aspergillus Classification*. Plenum Press.
61. Robledo M. D., Marín, S. y Ramos, J. A. (2001). Contaminación natural con micotoxinas en maíz forrajero y granos de café verde en el estado de Nayarit, México, *Revista Iberoamericana de Micología* 18, 141-144.
62. Sadeghianfar P., Nazari M., y Backes G. (2019). Exposure to Ultraviolet (UV-C) Radiation Increases Germination Rate of Maize (*Zea mays* L.) and Sugar Beet (*Beta vulgaris*) Seeds. *Plants*, 8, (2), 49.
63. Ituarte, S. R. (2016). Hongos en granos y semillas. Claridades Agropecuarias SAGARPA (276), pp.44
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/185452/revista_271.pdf
Consultado el 02/06/2021
64. Serrano, C. H. A. y Cardona, C. N. (2015). Micotoxicosis y micotoxinas: generalidades y aspectos básicos. *Revista CES Medicina*. 29, (1), 143-152.
65. Shivankar, R. S., D. B. Deore y N. G. Zode. (2003). Effect of pre-sowing seed treatment on establishment and seed yield of sunflower. *Journal of Oilseed Research*. 20 (1), 299-300.

66. SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (2010) Estadísticas de Producción de Semilla del Año Agrícola 2019. Disponible en: <http://infosiap.siap.gob.mx> Consultado el 14/08/2021
67. SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (2020). Anuario estadístico de la producción agrícola. Producción Anual Agrícola <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/> Consultado el 14/08/2021
68. Singh, B. G. (1995). Effect of hydration dehydration seed treatments on vigour and yield of sunflower. *Indian Journal of Plant Physiology*. 38, 66-68.
69. Soriano del Castillo J. M. (2007). *Micotoxinas en alimentos*. Ediciones Díaz de Santos. España, 424p.
70. Tortora, G. (2007). Introducción a la Microbiología. Editorial Médica Panamericana, Madrid, España 988p.
71. Torres-Sánchez L. y López-Carrillo L. Consumo de fumonisinas y daño a la salud humana. *Salud pública de México* 2010 vol. 52, no. 5, 461-467.
72. Vásquez B. M. E(2016). Poscosecha de granos. *Claridades Agropecuarias* 5, (.271), 3-6.

73. Vázquez, O., Alfredo, L. H., Salvador, F. H., Adriano, A. M. Lourdes, Rosas, Q. R. y Gálvez, L. G. D. (2018). Uso combinado de radiación UV-C y bio recubrimiento de quitosán con aceites esenciales para el control de hongos en papaya Maradol. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 40(3), e-688
74. Vásquez V., Acevedo M.R., Alva C.CH., Calderón E.V., Carraza P.M., Carrera Y.D., Cojal M.V., Espejo C.I., Hernández J.V., Tello E.A. y Vásquez J.A. (2011). Efecto de la dilución de chicha de maíz (*Zea mays*) y caudal de ingreso a un sistema de irradiación ultravioleta en el contenido de bacterias mesófilas. *Agroindustrial Science* 1, (1), 6-14.
75. Velluti, A. (2002). *Ecofisiología de especies de Fusarium productoras de fumonisinas, zearalenona y deoxinivalenol en maíz: aceites esenciales como inhibidores fúngicos*. Universidad de Lleida. [Tesis doctoral]
76. Vivek R. K., Kulkarni, V., Raghavendra, V., y Veerangouda, M. (2018). Design and Development of Solar Assisted Hydroponic Maize Fodder Gadget. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 7, (3), 124-131.
77. Warham E. J, Butler, L. D, y Sutton, R. C. (1997). *Ensayos para la semilla de maíz y trigo: manual de laboratorio*. CIMMYT, México 84p.
78. Wrigley, C., Corke, Harold, E. W. C. (2004). *Encyclopedia of Grain Science*. Elsevier Academic Press, Amsterdam, 1976p.