BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS

DEPARTAMENTO DE BIOQUÍMICA – ALIMENTOS

LIC. EN QUÍMICO FARMACOBIÓLOGO

TESIS

“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA IRRADACIÓN AZUL, UV-C Y SUS COMBINACIONES SOBRE EL CRECIMIENTO DE MICROORGANISMOS DETERIORADORES EN JITOMATE (*Solanum lycopersicum* var uva)”

PARA OBTENER EL GRADO DE QUÍMICO FARMACOBIÓLOGO

PRESENTA:

p. Q.F.B. MANUEL ALEJANDRO VEGA ITURBE

DIRECTOR DE TESIS

D.C. RAÚL ÁVILA-SOSA SÁNCHEZ

ASESORA DE TESIS

D.C. TERESA SOLEDAD CID PÉREZ

H. PUEBLA DE ZARAGOZA, NOVIEMBRE 2020

AGRADECIMIENTOS

A la **Benemérita Universidad Autónoma de Puebla**, por ser mi Alma Mater y cumplir con todas las expectativas generadas en torno al gran reto que fue el salir de casa para enfrentar el destino en busca de mejores horizontes, brindándome una formación integral como profesionista en todos los aspectos

A la **Facultad de Ciencias Químicas**, por ser mi segundo hogar durante todos los años que duró esta gran aventura; enriquecer mi conocimiento y permitirme crecer en todos los rubros tanto en lo académico como en lo personal, reafirmando a cada paso que daba que este era el mejor camino para mí.

A mi director de tesis, **DC. Raúl Ávila Sosa Sánchez**, por la orientación y apoyo incondicional durante el desarrollo del proyecto, por todo el seguimiento a distancia resultado de la contingencia, además de siempre demostrarme que la mejor manera de obtener buenos resultados es haciendo las cosas con mucha ética y responsabilidad.

A mi asesor de tesis, **DC. Teresa Soledad Cid Pérez**, por abrirme las puertas al trabajo de laboratorio aun cuando me faltaba mucho camino por recorrer, sus buenos consejos y por permitirme participar en los diferentes proyectos durante todo este tiempo llevándome a adquirir mejores herramientas para llevar mi potencial al máximo.

A la **MC. Leticia García Albarrán**, Al **DC. Carlos Enrique Ochoa Velasco** y el **DC**. **Armando Mena Contla**, por su apoyo, tiempo y dedicación para revisar mi proyecto, además de las aportaciones que permitieron mejorarlo y enriquecerlo de manera importante.

DEDICATORIAS

A mi padre, **Sergio Alejandro Vega Quiroga** por todo el apoyo, consejos y todos los valores y actitudes que me has transmitido a lo largo de mi vida, me has ayudado a comprender que las cosas deben hacerse de una manera organizada y correcta, eres un ejemplo a seguir.

A mi madre, **Laura Elsa Iturbe Medina** por impulsarme a enfrentar nuevos retos a pesar de todos los miedos. Gracias por la confianza, por demostrarme que no existe el límite en el rubro de los sueños, por las pequeñas lecciones que me das día con día, recordándome que no debo perder jamás las ganas de vivir la vida; y sobre todo por tu apoyo y amor incondicional en todo momento durante esta aventura.

A mis hermanas, **Ilse Doriany Vega Iturbe** y **Selma Maleny Vega Iturbe**, por siempre escucharme, aconsejarme y echarme porras incluso en los momentos donde hasta yo desconfiaba de mis propias capacidades dándome ese empujón de energía en los momentos difíciles.

A mis **Tíos** y **Tías**, les agradezco su cariño y buenos deseos, además de siempre brindarme su apoyo y acompañamiento en la consecución de esta meta.

A mis primos **Iturbe Álvarez**, **Iturbe Martínez** y **Vargas Iturbe**, por sus consejos, cariño y su ayuda, los cuales siempre fueron un gran impulso para permitirme poder llegar a este momento.

A mis amigos de **Acayucan**, porque a pesar de la distancia y que transcurriera mucho tiempo sin poder vernos en algunas ocasiones, permanecimos juntos y fuertes en esta etapa que fue la universidad, donde cada uno logró sus objetivos en lo profesional.

A los amigos y colegas de la **Facultad de Ciencias Químicas**, los cuales comenzaron siendo compañeros solamente, pero con el transcurrir del tiempo se volvieron sumamente importantes en mi vida, estoy agradecido por haberlos conocido y sobre todo con el destino por permitirme sumar a mi vida personas tan excepcionales, gracias por todos los momentos compartidos durante la carrera.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS ..... **I**

DEDICATORIAS ..... **II**

ÍNDICE DE FIGURAS ..... **V**

ÍNDICE DE TABLAS ..... **VII**

RESUMEN ..... **VIII**

1. INTRODUCCIÓN **1**

2. ANTECEDENTES **2**

2.1 Jitomate 2

2.1.1 Generalidades del jitomate 3

2.1.2 Producción y comercio de jitomate 5

2.1.3 Composición química del jitomate 8

2.1.4 Descomposición del jitomate 10

2.1.5 Pérdidas postcosecha 12

2.1.6 Plagas del jitomate 13

2.1.7 Enfermedades del jitomate 13

2.2 Microorganismos deterioradores 16

2.2.1 Alteraciones por microorganismos deterioradores 17

2.2.2 Descripción de microorganismos deterioradores de interés 18

2.3 Conservación de alimentos 22

2.3.1 Métodos de conservación de alimentos 24

2.3.2 Clasificación de los métodos de conservación de alimentos 24

2.4 Irradiación de alimentos como método de conservación 26

2.4.1 Irradiación con luz azul y ultravioleta como método de conservación 28

3. JUSTIFICACIÓN **34**

4. OBJETIVO GENERAL **35**

4.1 Objetivos Específicos 35

5. DIAGRAMA DE TRABAJO 36

6. MATERIAL Y MÉTODOS 37

6.1 Materiales y equipos 37

6.2 Métodos 38

7. METODOLOGÍA 39

7.1 Materia vegetal 39

7.2 Aislamiento de mohos deterioradores 39

7.3 Identificación de mohos deterioradores 39

7.4 Lavado, conteo y ajuste de suspensión esporas 40

7.5 Irradiación de materia vegetal 40

7.6. Inoculación de materia vegetal 41

7.7 Dilución, vertido en placa y conteo de UFC 41

7.8 Análisis de datos y modelación matemática 42

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 43

8.1 Aislamiento e identificación de mohos deterioradores 43

8.2 Cinéticas de crecimiento 46

8.2.1 Cinética de crecimiento *Alternaria spp* 46

8.2.2 Cinética de crecimiento *Fusarium spp* 50

8.2.3 Cinética de crecimiento *Rhizopus spp* 54

9. CONCLUSIONES 59

10. SUGERENCIAS 60

11. BIBLIOGRAFÍA 61

12. ANEXOS 68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Vista exterior y sección transversal del jitomate ……. 3

Figura 2. Principales países productores en 2017 …..……... 5

Figura 3. Principales exportadores de jitomate en 2016 ……...……. 6

Figura 4. Producción de jitomate rojo en México……..…….. 8

Figura 5. Podredumbre apical del jitomate…...…… 11

Figura 6. Cultivo de *Alternaria spp.* en agar PDA a los 5 días de crecimiento…….. 19

Figura 7. Cultivo de *Fusarium spp.* en agar PDA a los 5 días de crecimiento…… 21

Figura 8. Cultivo de *Rhizopus spp.* en agar PDA…… ……. 22

Figura 9. Tipos de radiación……....…..... 27

Figura 10. Espectro de electromagético…… 30

Figura 11. A- *Alternaria spp.* en agar PDA con 4 días de crecimiento. B- Dictioconidios de *Alternaria spp.* observados a microscopio 40x……... 45

Figura 12. A- *Fusarium spp.* en agar PDA a los 6 días de crecimiento, B- Microconidios de *Fusarium spp.* vistos al microscopio ……..... 46

Figura 13. A-*Rhizopus spp.* en agar PDA a los 5 días de crecimiento, B- Endosporas dentro del esporangióforo a los tres días de crecimiento 40x ……..…… 47

Figura 14. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Alternaria spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones……..... 49

Figura 15. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Fusarium spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones…… 53

Figura 16. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Rhizopus spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones…… 57

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica del jitomate…….. 3

Tabla 2. Composición proximal de diferentes variedades de jitomate....…….. 9

Tabla 3. Contenido proximal de carotenoides en diferentes variedades de jitomate……..... 9

Tabla 4. Principales plagas que afectan al jitomate indicando su mecanismo...…….…….. 13

Tabla 5. Principales enfermedades del jitomate por cada grupo microbiano ……. 14

Tabla 6. Equipo, marca y modelo de equipos utilizados en esta investigación……...…. 37

Tabla 7. Técnicas empleadas para cada ensayo realizado en esta investigación…….. 38

Tabla 8. Tratamientos de irradiación con luz azul, UV-C y sus combinaciones en jitomate uva…… 41

Tabla 9. Cuantificación de esporas para los diferentes mohos aislados ……..……..…. 44

Tabla 10. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Alternaria spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente……... 50

Tabla 11. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Fusarium spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente……... 54

Tabla 12. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Rhizopus spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente……... 58

RESUMEN

El jitomate es una hortaliza ampliamente cultivada y consumida en el mundo, sin embargo, una vez realizada su cosecha es susceptible al ataque de diferentes microorganismos provocando variaciones en su vida útil, por lo que se han implementado diferentes técnicas para mejorar su calidad postcosecha, tal como es el uso de irradiación. En el presente trabajo, se aislaron e identificaron mohos deterioradores del jitomate para posteriormente someterlos a irradiación azul, UV-C y sus combinaciones, evaluando su efecto sobre el desarrollo de dichos microorganismos en el fruto. Se utilizó jitomate uva como materia prima partiendo de la premisa de que los mismos mohos pueden afectar a todas las variedades. Se seleccionaron a partir de los mohos aislados los que mostraron mejor estado fisiológico, evaluándose *Alternaria spp., Fusarium spp.,* y *Rhizopus spp.* Posterior al tratamiento se ajustaron los datos con un modelo no lineal para construir cinéticas de tipo microbiano, concluyendo en primera instancia que *Fusarium spp.* es el más sensible a la respuesta generada en el jitomate disminuyendo en casi un ciclo logarítmico con respecto al control, *Rhizopus spp.* es el microorganismo más resistente ya que continuó creciendo salvo en aquellos jitomates tratados con UV-C, lo que situó a *Alternaria spp.* en medio ya que tras una disminución con el paso del tiempo aumentó el conteo de UFC. Empleando la ecuación de Weibull se obtuvieron los valores de B, permitiendo corroborando el orden descrito ya que para *Fusarium spp.* salvo el control todos fueron negativos indicando una disminución del moho, mientras que al contrario para *Rhizopus spp.* dichos valores en su mayoría fueron positivos lo cual se asoció al desarrollo del moho y para *Alternaria spp.* algunos tratamientos con luz azul permitieron su desarrollo. Se concluye que es más efectivo utilizar solamente UV-C para inducir una respuesta en el jitomate que le permita resistir el proceso de descomposición ocasionado por estos mohos con respecto a la luz azul, o la combinación de ambas luces, descartándose un efecto sinérgico o aditivo.

1. INTRODUCCIÓN

El Jitomate *(Solanum lycopersicum)* es uno de los cultivos más importantes dentro del sector agropecuario en el país, debido a que en diferentes regiones de la república se cuenta con los requerimientos de clima y suelo necesarios para su desarrollo óptimo, lo que permite que México sea considerado el principal proveedor de jitomate a nivel mundial con una participación en el mercado bastante relevante (SAGARPA, 2017). De acuerdo a datos del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera la producción acumulada hasta enero del 2020 del ciclo primavera-verano 2019 fue de un millón novecientas dos mil doscientas setenta y seis toneladas, presentando una disminución con respecto al mismo periodo del año anterior (SIAP, 2020).

Aunque no se sabe con certeza cuando comenzó a cultivarse el jitomate en México, es innegable que fue un alimento esencial desde la época prehispánica, ya que existía un amplio vocabulario para nombrarlo (Linares et al., 2016). Es normalmente consumido de forma fresca, aunque en la actualidad la industria lo ha tomado en cuenta para diferentes productos. Se puede consumir en crudo o cocinado, y es probablemente uno de los alimentos más consumidos en el mundo. Su bajo contenido calórico, el aporte de vitamina C y licopeno lo convierten en un excelente aliado para la cocina saludable, la cual ha adquirido una importancia considerable en nuestros días (Bernácer, 2020).

Uno de los principales problemas con el cultivo del jitomate es la susceptibilidad que tiene para ser invadido por los diferentes grupos microbianos, destacándose de forma relevante los mohos como los principales deterioradores; ocasionando diferentes daños tanto al fruto como a la planta directamente. Generándose en consecuencia pérdidas en diferentes niveles para los grandes y pequeños productores a lo largo del país (PDH, 2006). Derivado de lo anterior, en el presente trabajo se buscó evaluar el efecto de la irradiación azul, UV-C y sus combinaciones sobre el desarrollo de microorganismos deterioradores en jitomate uva (*Solanum lycopersicum* var. uva).

2. ANTECEDENTES

2.1 Jitomate

La planta del jitomate es denominada de manera coloquial como “tomatera”; se trata de una hortaliza perteneciente a la familia de las solanáceas, las cuales son plantas herbáceas con hojas alternas, simples y sin estípulas; a este grupo también pertenecen otros cultivos como lo son la papa, el chile y el tabaco. Su nombre proviene del Náhuatl “Xitomatl” que significa de acuerdo con el diccionario de esta lengua “Objeto gordo con ombligo” derivado de la combinación de un verbo con el sufijo “tl” (Long, 1995).

Es una planta herbácea de ciclo anual o bienal, cuyas prácticas agronómicas son intensivas. Sus productos son empleados en la alimentación humana, ya sea en estado natural o procesado. Cuenta con un elevado contenido de agua (mayor al 70%) y un bajo contenido energético (menos de 100 kcal/100g); su vida en anaquel es variable, pudiendo ir de unos pocos días hasta un año como máximo (Mendoza et al., 2010).

Se considera como la hortaliza número uno, su fruto es una baya coloreada que recibe el mismo nombre *(Solanum lycopersicum)*, la cual presenta diferentes tonos que van desde el amarillo al rojo, derivado de la presencia de pigmentos naturales como son licopeno y caroteno. Su sabor es ligeramente ácido, la forma generalmente es redonda y achatada, aunque algunas variedades del fruto pueden ser alargados como el saladette, aunque de manera global es considerado como un fruto de gran tamaño (SAGARPA, 2017).

El jitomate de forma externa está conformado por un pedúnculo o pedicelo (rabillo que permite la unión entre el árbol y el fruto) y por el epicarpio (piel o parte externa del fruto). Si se realiza un corte transversal o longitudinal al fruto se distinguen otras estructuras (Figura 1), en primera instancia mesocarpio y endocarpio (pulpa) que se caracterizan por ser bastante tiernos y carnosos, sigue el lóculo o celdilla (cavidades), posteriormente la placenta que es la parte del jitomate en donde las semillas se encuentran fijadas y por ultimo las semillas, las cuales son las estructuras que permiten la reproducción del fruto (García, 2003).

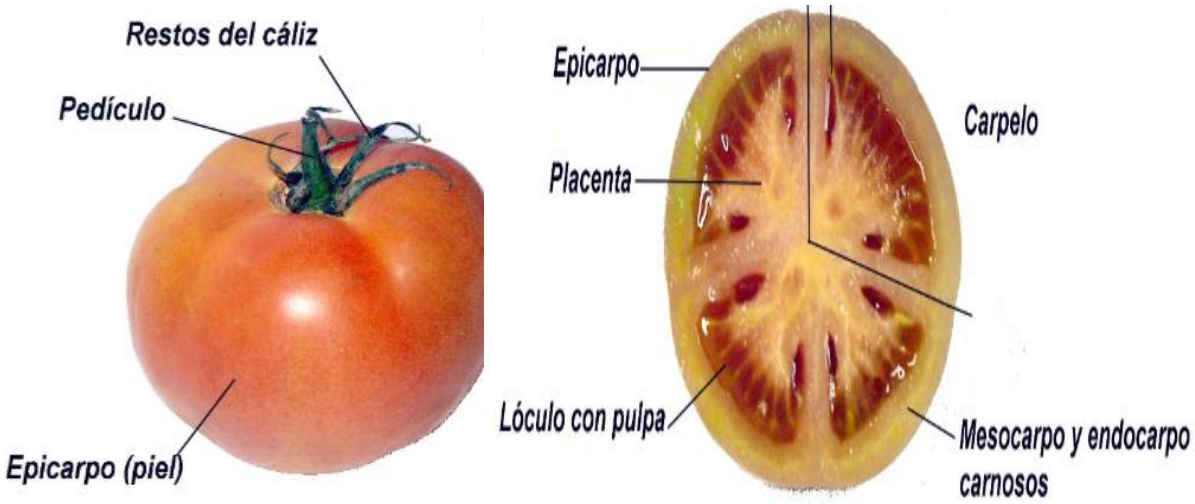


Figura 1. Vista exterior y sección transversal del jitomate (*Solanum lycopersicum*) (García, 2003).

2.1.1 Generalidades del jitomate.

A) Taxonomía

El jitomate pertenece a la familia de las solanáceas y su nombre científico es *(Solanum lycopersicum).* Su clasificación taxonómica es presentada en la Tabla 1 (Notario et al., 2012).

Tabla 1. Clasificación taxonómica del jitomate (Notario et al., 2012).

Categoría	**Taxón**
Reino	Plantae
Subreino	Trachobiota
Subdivisión	Spermatophyta
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteride
Orden	Solanales
Familia	Solanáceas
Género	*Solanum*
Especie	*lycopersicum L.*

B) Clasificación del jitomate

Existen tres maneras distintas de clasificar al jitomate, según su forma, considerando su grado de su madurez y por su color (SAGARPA, 2010). De acuerdo a su forma, existen cinco tipos, del más pequeño al más grande: cherry, saladette, tipo pera, bola estándar y bola grande. Cuando se tiene en cuenta el color se agrupan en: verde lima, rosa, amarillo, dorado, naranja y rojo. Por último, se clasifica de acuerdo a su grado de madurez, para ello se debe tener en cuenta el número de días que transcurren desde que es plantado hasta su cosecha, de modo que se encuentran:

- De madurez temprana. Se cosechan entre los 55-65 días
- De madurez media. Cosechados entre los 66-80 días
- De madurez tardía. Aquellos que requieren de más de 80 días para ser cosechados

C) Consumo de jitomate

El jitomate es uno de los productos básicos dentro de la cocina mexicana y del mundo, es utilizado de manera cotidiana, esto por su versatilidad en la industria de los alimentos. Principalmente se consume en fresco para ensaladas y jugos, aunque actualmente se procesa en infinidad de formas, desde purés, conservas de jitomates enteros y pelados, fritos, en componentes de diversas salsas picantes o dulces, mermeladas, esencial para la elaboración de alimentos, saborizantes y otros productos (SAGARPA, 2017).

El consumo del jitomate es parte importante de la dieta humana, ya que altas ingestas de este producto están estrechamente relacionadas con un impacto benéfico en la salud, reduciendo de manera considerable el riesgo a padecer enfermedades cardiovasculares y diferentes tipos de cáncer, atribuido de manera principal a su alto contenido de antioxidantes (Borguini y Ferraz, 2009).

2.1.2 Producción y comercio de jitomate.

A) Producción y comercio a nivel mundial.

De acuerdo con información de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), la superficie cosechada de jitomate a nivel mundial sufrió un incremento promedio anual de 1.4% entre 2007-2017, para ubicarse en 4.8 millones de hectáreas. En ese periodo los rendimientos crecieron a una tasa promedio anual de 1.5%, al ubicarse en 37.6 toneladas por hectárea en 2017 (FIRA, 2019).

El 57.4% de la superficie de jitomate cosechada en 2017 estuvo concentrada solamente en 5 países: China (21.2 %), India (16.4 %), Nigeria (12.2 %), Turquía (3.9 %) y Egipto (3.8 %). México ocupó la onceava posición mundial, con una participación de 1.9%. En el contexto productivo en ese mismo año la producción a nivel mundial alcanzó el máximo histórico de 182.3 millones de toneladas en aquel entonces. El 61% de la producción se concentró en cinco países; donde se encuentran mayormente los antes mencionados, tal como se muestra en la Figura 2 donde se presentan los datos en participación porcentual de los diferentes países en el año 2017 (FIRA, 2019).

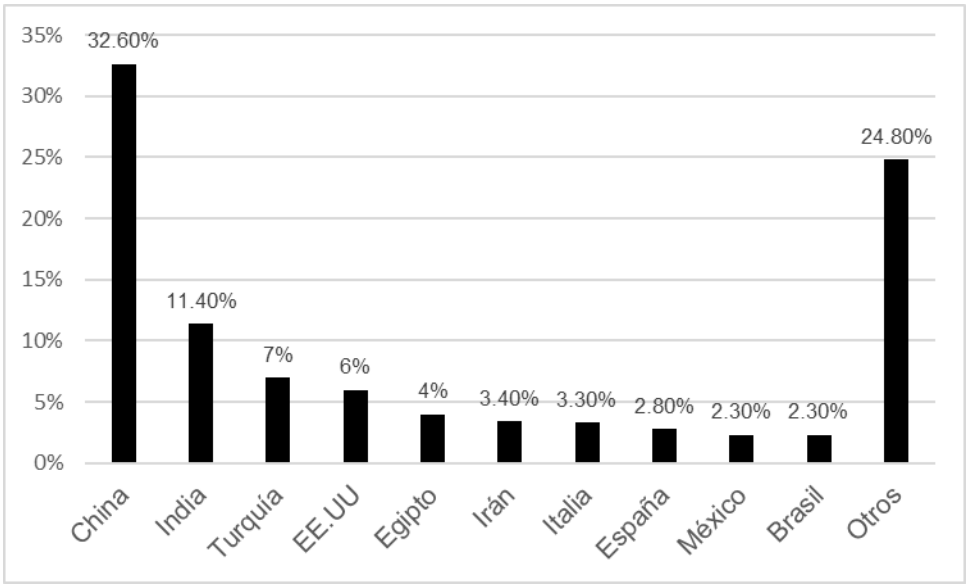


Figura 2. Principales países productores en 2017 (FIRA, 2019).

A pesar de que el jitomate es un cultivo de origen americano, diversos países del mundo han logrado la adaptación del cultivo a sus territorios mediante diferentes prácticas

agrícolas, por lo que actualmente son considerados países competidores de México en materia de exportación, aunque basándonos en la calidad de su producción dicho país sigue posicionado como líder (SAGARPA, 2017). En la década comprendida entre los años 2007 al 2017, las exportaciones mundiales crecieron a una tasa promedio anual de 2.2 %. En este rubro se destacan México y Países Bajos, cuya participación para el año 2017 fue del 23.0 y 14.5 % del volumen mundial exportado, respectivamente. Las exportaciones de estos países crecieron a tasas promedio anuales de 5.2 y 2.7 % durante la década citada (FIRA, 2019).

Los principales exportadores de jitomate a nivel mundial durante el año 2016 se agrupan en la Figura 3, se puede observar que países de diferentes continentes han ganado terreno con respecto a los de América, de modo que después de México el principal exportador es USA con 208.6 miles de toneladas (SAGARPA, 2017).

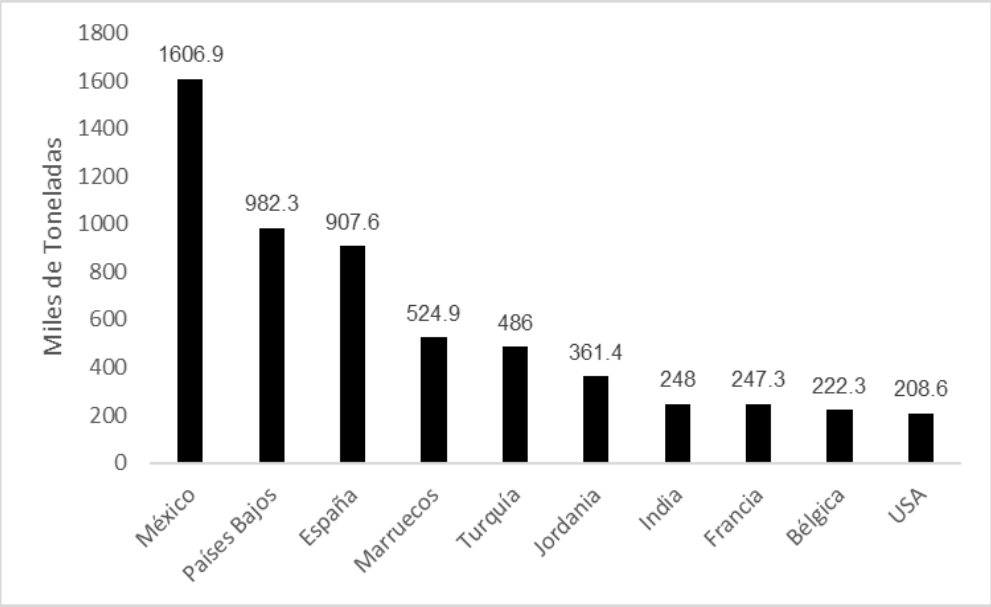


Figura 3. Principales exportadores de jitomate (*Solanum lycopersicum*) en 2016 (SAGARPA, 2017)

B) Producción y comercio en México.

De acuerdo a los datos recopilados por la FIRA en el año 2019, México figura como el noveno país con mayor producción de jitomate, mientras que en materia de exportación tiene el primer lugar. Este cultivo representa el 3.46% del producto interno bruto (PIB)

agrícola nacional, además del 22.55% de la producción total de hortalizas en el país. Actualmente, se satisfacen en su totalidad los requerimientos nacionales con la producción interna (SAGARPA, 2017).

El cultivo del jitomate ocupa la cuarta posición en importancia derivado a su contribución en el valor de la producción agrícola primaria en México, en el año 2017, participó con 4.3% del total, después del maíz grano, el aguacate y la caña de azúcar, cuyos porcentajes fueron más elevados (FIRA, 2019). Se cultiva en zonas templadas y cálidas. El clima húmedo con temperaturas altas y humedad relativa por arriba del 75% es poco apropiado, su temperatura óptima de crecimiento oscila entre los 20-24 °C. Prefiere suelos profundos, mullidos, bien aireados y con buena proporción de materia orgánica, con un pH ligeramente ácido. Los principales estados productores son Sinaloa, Jalisco, Zacatecas, San Luis Potosí, y Michoacán mismos que abarcan aproximadamente el 68% de la producción nacional (SAGARPA, 2017).

En México se han implementado dos diferentes maneras de realizar la siembra de este cultivo, la siembra por trasplante que es realizada al aire libre en un lugar protegido de los rayos directos del sol y de los vientos, a campo abierto las plantas se deben colocar con una distancia de entre 25 a 40 cm, aunque dependiendo del crecimiento y el manejo las plantas se pueden ubicar en dos hileras con distancias de 1.2 a 1.8 m entre cada una. La segunda manera es con el uso de un invernadero, y esta es considerada la mejor, cuando se utiliza este método la distancia entre plantas es de 30 a 40 cm (SAGARPA, 2010).

La superficie total cultivada con tomate rojo mostró una disminución con una tasa promedio anual de 2.8% durante la última década. En 1992, se registró la superficie máxima histórica, se sembraron 90,159 hectáreas, en el 2000 se sembró un área de 75,899 hectáreas, en 2010 las siembras fueron de 54,511 hectáreas y en 2017 se sembraron 50,373 hectáreas. A pesar de ello, de acuerdo a información del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), la producción de tomate rojo en México creció a una tasa promedio anual de 3.6 % en la década del 2007 al 2017, para ubicarse en un máximo histórico de 3.47 millones de toneladas (Figura 4) (FIRA, 2019).

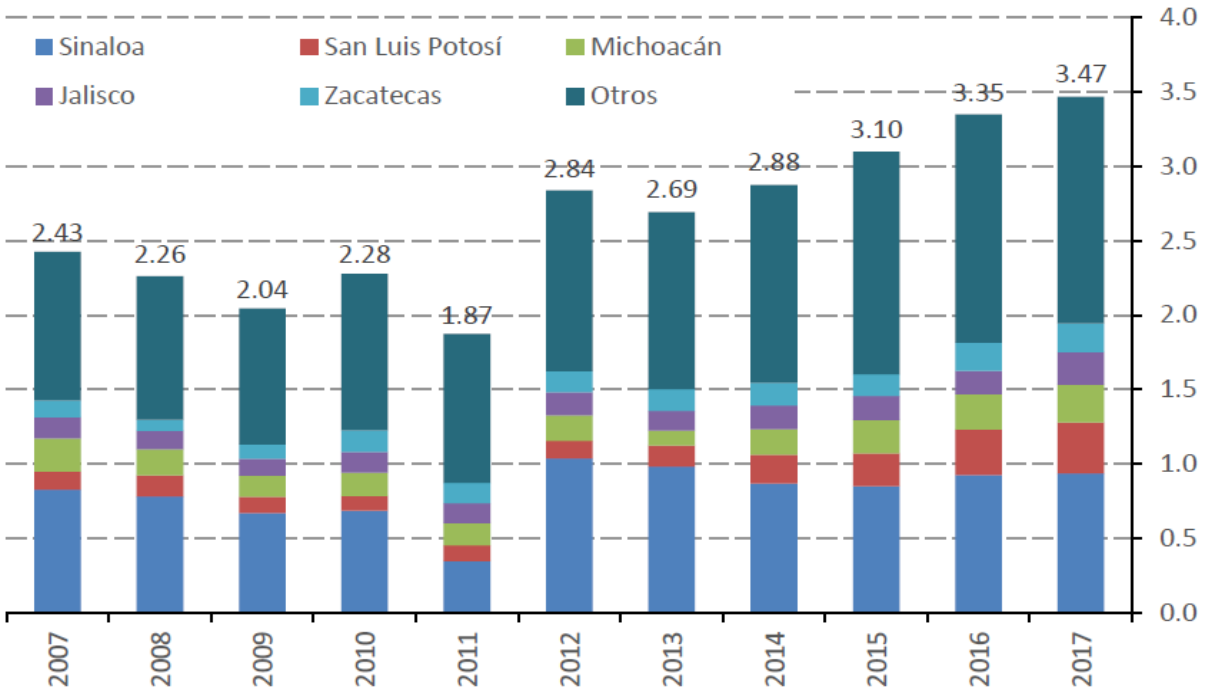


Figura 4. Producción de jitomate rojo (*Solanum lycopersicum*) en México en millones de toneladas (FIRA, 2019).

México es el proveedor principal a nivel mundial de jitomate mostrando una participación en el mercado internacional equivalente al 25.11% del valor de las exportaciones mundiales. En el mercado internacional durante el 2016 el jitomate mexicano cubrió el 90.67% de las importaciones de Estados Unidos y el 65.31% de Canadá (SAGARPA, 2017).

2.1.3 Composición química del jitomate.

En general, el jitomate es un alimento que se caracteriza por tener un alto contenido de humedad, la cual se encuentra entre el 90-97%, es bajo en grasas, proteínas y azúcares, los cuales representan el 0.20%, 1.20% y 5.10% de la porción comestible respectivamente. Es fuente importante de antioxidantes, vitaminas (A, B1, B2, B3, C) y algunos oligoelementos como calcio, hierro, magnesio, sodio, potasio y zinc (Mendoza et al., 2010).

Sin embargo, el aporte nutrimental y composición proximal se ve determinado en gran medida por la variedad del fruto, tal como se muestra en la Tabla 2 (Notario et al., 2012).

Tabla 2. Composición proximal de diferentes variedades de jitomate (*Solanum lycopersicum)* (Notario et al., 2012).

Variedad	Energía (Kcal)	Agua (g)	Proteína total (g)	Grasa total (g)	Cenizas (g)
Cherry	12.3	95.2 ± 1.2	0.78 ± 0.02	0.49 ± 0.05	0.90 ± 0.10
Cherry pera	16.2	92.6 ±1.3	1.05 ± 0.06	0.42 ± 0.06	1.41 ± 0.09
Daniela	10.4	96.0 ± 1.0	0.8 ± 0.02	0.28 ± 0.06	0.75 ± 0.14
Lido	14.9	94.7 ± 0.8	0.75 ± 0.08	0.67 ± 0.04	1.00 ± 0.11
Pera	8.9	96.0 ± 1.4	0.56 ± 0.03	0.26 ± 0.04	0.78 ± 0.13
Racimo	12.6	93.3 ± 1.4	0.91 ± 0.10	0.20 ± 0.04	1.25 ± 0.16
Raf	15.7	93.9 ± 1.5	0.96 ± 0.07	0.47 ± 0.06	1.14 ± 0.14
Rambo	9.9	95.8 ± 0.8	0.55 ± 0.08	0.44 ± 0.03	0.82 ± 0.18

El jitomate es fuente importante de antioxidantes, destacándose los carotenoides, compuestos que se ven estrechamente relacionados con el hecho de que el consumo de frutas y hortalizas reduzca el riesgo a padecer cáncer (Perera et al., 2007). Los principales carotenoides presentes en jitomate son licopeno y β-caroteno, inhiben la reactividad de especies oxidantes responsables de enfermedades (Ilahy et al., 2011). El contenido de estos compuestos también depende de la variedad de jitomate (Tabla 3).

Tabla 3. Contenido proximal de carotenoides en diferentes variedades de jitomate (*Solanum lycopersicum*) (adaptado de Notario et al., 2012).

Variedad	β-Caroteno (μg)	Licopeno (μg)	Luteína (μg)	Vitamina C (mg)
Cherry	350.4±38.4	1680±163	38.4±9.6	82±20
Cherry pera	355.2±37.0	207.2±29.6	140.6±29.6	39±12
Daniela	80±16.0	516.0±44.0	28.0±8.0	62±12
Lido	26.5±10.6	1542.3±137.8	15.9±10.6	130±25
Pera	224.0±28.0	480±58	32.0±12.0	164±22
Racimo	26.8±6.7	1567.8±161	20.1±6.7	174±21
Raf	91.5±18.3	2421.7±262.3	61.0±18.3	155±0.10
Rambo	117.6±16.8	407.4±46.2	33.6±8.4	263±22

2.1.4 Descomposición del jitomate.

Los frutos como el jitomate normalmente se descomponen por dos tipos de causas: fenómenos bióticos y fenómenos abióticos. En cualquiera de los dos casos se provocan cambios físicos y químicos en el fruto, que se manifiestan en cambios de color, olor, sabor, consistencia, textura, etcétera. Dentro de los fenómenos bióticos entran en juego los microorganismos y algunas enzimas presentes en los alimentos; los jitomates pueden además inducir el proceso de descomposición mediante desórdenes fisiológicos, un ejemplo de ello podría ser la denominada podredumbre apical, la cual se genera a partir de problemas de traslocación del calcio, se manifiesta en la parte apical del fruto caracterizándose por un enrojecimiento prematuro que se degenera en una mancha con textura dura y rugosa que se va secando, para al final presentar una coloración negruzca y aspecto seco (Figura 5) (Barreto et al., 2002).

Figura 5. Podredumbre apical del jitomate (*Solanum lycopersicum*) (YARA, España)

Del lado de los fenómenos abióticos se identifican las variaciones de temperatura, la humedad, la luz, el oxígeno ambiental o simplemente el tiempo de almacenamiento (Barreto et al., 2002). Los factores mencionados tienen diferentes efectos en el desarrollo óptimo del jitomate; si la temperatura está por arriba de los 35°C se afecta el crecimiento de los frutos y si es por debajo de los 12°C se pueden producir afecciones a toda la planta en general, hablado de la humedad si esta es por arriba del 75% aumenta

considerablemente la incidencia de enfermedades en la planta y produce la acidificación del fruto, por último la luz es un factor que si bien debe estar presente se sugiere que no incida de manera directa en el cultivo, este factor se encuentra involucrado en procesos de desarrollo, floración, polinización y maduración del fruto (SAGARPA, 2010).

En el caso concreto de la temperatura por debajo de los 12.5°C, los jitomates pueden ser afectados manifestándose el daño por enfriamiento, el cual es un término que se utiliza para describir el daño físico que ocurre en diversas plantas y productos vegetales como resultado de su exposición a bajas temperaturas sin llegar a la congelación (Luengwilai et al., 2012). Los daños por enfriamiento en el jitomate generalmente pueden causar la aparición de punteados superficiales, ablandamiento superior al normal para cierto grado de madurez y un pardeado en las semillas, ocasionando una maduración más acelerada de lo normal (Barreto et al., 2002). La severidad de este daño es mayor en los jitomates verdes que en los rojos, presentando un aumento conforme al tiempo de almacenamiento y la temperatura (Lu et al., 2010).

2.1.5 Pérdidas postcosecha.

La postcosecha es el periodo que transcurre desde la recolección de los productos en el campo hasta que son consumidos en estado fresco o son utilizados en un proceso de preproducción o transformación. La postcosecha comprende las etapas de selección, clasificación, empaque, embalaje, transporte, y almacenamiento. Sin embrago, la realización total, parcial o la secuencia de las mismas depende en gran medida de cada cultivo (Jaramillo, 2001). Las pérdidas postcosecha son consecuencia directa de alteraciones fisiológicas, físicas y patológicas. Estas pérdidas son de proporción variable en gran medida de acuerdo con el área de producción, la manipulación, el sistema de distribución, y el tiempo transcurrido entre cosecha y consumo (Barreto et al., 2002).

En América Latina, se desperdicia la mitad de frutas y hortalizas que se producen. Por citar un ejemplo se señaló, que en México se pierde entre 25 y 30 % de jitomate y cuando ocurre un decremento del precio se llega a desperdiciar el 50 % de la producción, de modo que el porcentaje restante es en mayor proporción utilizado para la exportación (FAO, 2016). La producción de jitomate en México tiene altas y bajas en determinadas temporadas del año lo que vuelve variable la relación entre esta y las pérdidas, esto

principalmente por la marcada estacionalidad del cultivo, la cual muestra dos picos importantes. El primero de febrero a abril, que corresponde a la cosecha del ciclo primavera-verano y el segundo en mayor magnitud que el primero en los meses de octubre a noviembre, resultante de la cosecha del periodo otoño-invierno. Aunque cabe mencionar que a pesar de dichas estadísticas este producto se puede encontrar generalmente todos los días del año en los mercados con sus respectivas variaciones de precio (FIRA, 2016).

Como resultado de esa estacionalidad, también hay variaciones entre los diferentes años en la relación producción - pérdidas, un ejemplo de ello es el crecimiento comprendido entre los años 2003-2015, pues en el primero se produjeron 2.23 millones de toneladas, de las cuales fueron pérdida el 38.5%; mientras que en el año 2015 se logró el mayor volumen histórico de aquel entonces cerrado en 3.1 millones de toneladas, de las cuales se estimó una pérdida del 29% (FIRA, 2016).

2.1.6 Plagas del jitomate.

Para el cultivo de jitomate a campo abierto y malla sombra se pueden presentar las plagas descritas en la Tabla 4. Estas se tienen identificadas al tratarse de uno de los productos agroalimentarios más importantes a nivel mundial, en el entendido de que estas pueden generar daños severos en el cultivo si no se les combate de manera adecuada u oportuna. El manejo integrado de dichas plagas ha de permitir al productor el acceso a mercados de exportación que exigen calidad fitosanitaria, por lo que resulta necesario implementar medidas de control biológico, químico y mecánico en toda la cadena de producción (PDH, 2006).

Entre las principales plagas que afectan el cultivo de jitomate destacan los insectos chupadores, los cuales se alimentan de la sabia debilitando la planta, llegando en ocasiones al punto de provocar su muerte; además de que pueden actuar como vectores en la transmisión de enfermedades para el cultivo de jitomate, de manera concreta aquellas que son ocasionadas por diferentes virus (Fierro, 2008).

Tabla 4. Principales plagas que afectan al jitomate (*Solanum lycopersicum*) (PDH, 2006).

Mecanismo/Plaga	Insectos	Ácaros	Nemátodos
Chupadores	Áfidos/Pulgones	Ácaro blanco	
	Mosca blanca	Araña roja	
	Paratrioza		
	Trips		
Masticadores	Orugas		
	Gusanos		
Minadores	Minador de la hoja		Nemátodo de la raíz

2.1.7 Enfermedades del jitomate.

El jitomate es susceptible a enfermedades en cualquier etapa de su cultivo, sin embargo, se ha visto que posterior a su cosecha tiene una vida limitada, ya que no captan agua ni los nutrientes necesarios para sus funciones vitales. La senescencia ocurre de manera natural en el producto, y ocasiona el ablandamiento de los tejidos y la pérdida de sustancias antimicrobianas naturales del alimento, volviéndose más susceptible al ataque microbiano (Mahovic et al., 2007).

Aunque los microorganismos patógenos pueden encontrarse en lugares calientes y húmedos, el daño por enfriamiento, así como las grietas o heridas de la superficie del producto causadas por el daño mecánico en la manipulación y/o almacenamiento, predisponen al alimento a las enfermedades postcosecha, ya que muchos microorganismos patógenos son oportunistas y lo invaden cuando está dañado (Notario et al., 2012). Los principales microorganismos causantes de la descomposición del jitomate son las bacterias y los hongos, por lo que es posible dividir a las enfermedades postcosecha en bacterianas y fúngicas (Bartz et al., 2005). En el jitomate los microorganismos hacen que se desencadenen diferentes enfermedades o procesos dentro del fruto e incluso algunos en la planta. En la Tabla 5 se indican las principales enfermedades que lo afectan de acuerdo a los diferentes grupos de microorganismos incluidos bacterias, virus y hongos (PDH, 2006).

Son muchas las especies de mohos que causan la descomposición en el jitomate, las cuales pueden reproducirse en el calor y condiciones de humedad, además de que pueden producir esporas con resistencia a la sequedad. Las esporas se dispersan a través del agua, viento, animales y equipos. Dentro de estas enfermedades denominadas fungosas o fúngicas se encuentran la pudrición ácida fúngica, pudrición por *Rhizopus*, pudrición de semillas, pudrición por *Fusarium*, y moho gris, siendo esta última una de las más importantes (Kader, 2011).

Se presenta una gran diversidad de géneros y especies entre los principales agentes causales de las diferentes enfermedades fúngicas que presenta el jitomate. En este grupo están los siguientes mohos*: Colletotrichum sp., Alternaria sp., Alternaria solani, Alternaria arborescens, Oidium lycopersicum, Fusarium oxysporum, Stemphylium solani, Phitophtora infestans, Bortytis cinérea, Rhizophus stolonifer* y *Verticillium* sp (Álvarez y Delgadillo, 2004).

Tabla 5. Principales enfermedades del jitomate (*Solanum lycopersicum*) por cada grupo microbiano (PDH, 2006).

Bacterianas	**Fungosas**	**Virales**
• Cáncer bacteriano • Mancha bacteriana • Mancha negra del tomate • Marchitez bacteriana	• Antracnosis • Cáncer de tallo/Alternariosis • Cenicilla • Fusariosis • Mancha gris de la hoja • Moho gris • Moho blanco • Tizón temprano • Tizón tardío • Verticilium	• TMV • ToMV • TYLCV • TSWV • CMV • PVY • TBSV

A continuación, se describen brevemente las enfermedades causadas por los mohos de interés en nuestro experimento.

- Pudrición por *Rhizopus*

R. stolonifer es el hongo que causa esta enfermedad, la cual se caracteriza por lesiones acuosas que segregan un líquido claro y se cubren de estructuras fúngicas algodonosas; además se puede observar una esporulación que forma una corona oscura alrededor de una estructura algodonosa. El patógeno necesita la presencia de grietas en el fruto para poder penetrarlo, y durante el almacenamiento puede contagiar a los frutos adyacentes, su temperatura óptima de crecimiento es de 25°C, aunque también puede desarrollarse en condiciones de refrigeración (Notario et al., 2012).

- Pudrición por *Alternaria*

Esta enfermedad es producida generalmente por *A. arborescens,* el cual ataca principalmente a los frutos completamente maduros que están expuestos a la humedad de manera directa, ya sea por lluvia o por riego. La enfermedad inicia con lesiones pequeñas e irregulares y de tono marrón sobre el fruto; avanzada la enfermedad, las lesiones se vuelven negras y hundidas; y en condiciones cálidas y húmedas puede formarse una capa negra y aterciopelada debido a la esporulación. Generalmente estas lesiones aparecen sobre la cicatriz del pedúnculo o sobre grietas. Esta enfermedad no se extiende a frutos contiguos (Notario et al., 2012).

- Marchitamiento por *Fusarium*

El moho *F. oxysporum f. sp. lycopersici* generalmente ataca el jitomate antes de la cosecha, iniciando en la parte inferior del tallo y distribuyéndose al resto de la planta causando su muerte. Sin embargo, ocasionalmente puede encontrarse en el fruto, en el que se produce una decoloración del tejido vascular y se generan lesiones, las cuales se cubren de un micelio blanco con tonos rosados, naranjas o hasta violetas (Gleason y Edmuns, 2005).

2.2 Microorganismos deterioradores.

El deterioro de los alimentos consiste en cualquier cambio de apariencia, olor o sabor de un producto alimentario que lo hace inaceptable para el consumidor, se deba o no a un crecimiento microbiano. Las propiedades químicas de los alimentos son muy diferentes y cada uno se caracteriza por su humedad y contenido nutrimental, así como otros factores, como su acidez o alcalinidad. Como resultado de dichas diferencias, cada alimento deteriorable puede acabar estropeado por la acción de un grupo específico de microorganismos, que de manera global son denominados como microorganismos deterioradores, los cuales generalmente son mohos, levaduras y bacterias (Mandigan et al., 2015).

Dichos microorganismos pueden estar presentes de manera inicial en la materia prima o tener acceso al alimento en las diferentes etapas del proceso de transformación; resulta difícil evitar su presencia y una vez que se produce la contaminación del alimento, si se mantienen por periodos prolongados las condiciones óptimas para la multiplicación microbiana, finalmente será inaceptable para el consumidor. Existen muchos tipos de microorganismos, los cuales presentan diferentes requerimientos, de tal forma que un alimento puede ser propicio para que se desarrolle cierto microorganismo, pero no para otros. Para crecer los microorganismos deterioradores requieren de disponibilidad de nutrientes adecuados, condiciones gaseosas óptimas, temperatura, pH, suficiente agua libre y ausencia de sustancias inhibitorias. Si alguno de estos factores no se encuentra en los niveles necesarios, no se producirá el crecimiento. El microbioma de los alimentos es complejo y la predominancia de un grupo de microorganismos dependerá del grado de adaptación con respecto a los demás grupos microbianos (Harrigan et al., 1991).

La vida en anaquel de un producto depende en gran medida de la concentración inicial de microorganismos deterioradores y como son las condiciones durante el almacenamiento. De modo que para disminuir pérdidas y aumentar la vida útil es necesario evitar la contaminación de la materia prima o el producto en general, además de utilizar un método de conservación adecuado. En algunos sectores los microorganismos deterioradores pueden ocasionar pérdidas económicas cuantiosas a la industria de los alimentos (Jay et al., 2012).

El valor de pH de la mayoría de las hortalizas se encuentra en un rango con variaciones entre 5-7 de modo que su alteración podrá ser realizada tanto por mohos como bacterias, constituyendo los primeros el grupo principal, para el caso del jitomate el pH se encuentra en un rango ligeramente ácido de 4 – 4.5 (Kirk et al., 2006).

2.2.1 Alteraciones por microorganismos deterioradores.

Una vez que se presenta la contaminación del alimento y si existen condiciones propicias para el desarrollo de los microorganismos, estos pueden generar en el alimento diferentes procesos como: producir compuestos con mal olor, alterar apariencia por cambio de color o decoloración, modificar la consistencia de los alimentos haciéndolos visiblemente viscosos o con desarrollo micelial, provocar cambios de textura y alteración del sabor por liberación de sustancias metabólicas (Harrigan, 1991).

Los microorganismos deterioradores poseen diferentes enzimas que les permiten llevar a cabo la degradación diferentes componentes del alimento como pectina por microorganismos denominados como pectinolíticos, almidón en el caso de los microorganismos amilolíticos, proteínas mediante proteasas denominándose a los productores de estas proteolíticos esas enzimas degradan a las proteínas produciéndose alteraciones tanto en el olor como el sabor y textura, también pueden ser lipolíticos lo cual hace referencia a que degradan los ácidos grasos, causando cambios en el sabor y olor (Jay et al., 2012).

De acuerdo a sus características alterativas los mohos se clasifican de forma un tanto arbitraria en dos grupos: los patógenos vegetales que atacan al vegetal antes de su recolección y los saprófitos que lo hacen de manera posterior a la recolección. Una característica importante de los mohos como microorganismos alterantes es su capacidad para secretar enzimas de tipo proteolítico que ablandan y desintegran los tejidos vegetales. Por lo tanto, el crecimiento de mohos en productos de origen vegetal causa una grave desintegración tisular originando zonas blandas mohosas, este tipo de alteración es conocida como podredumbre (Hayes et al., 1995).

2.2.2 Descripción de microorganismos deterioradores de interés.

Alternaria spp.

El género *Alternaria* contiene especies cosmopolitas que se encuentran en un amplio rango de materiales y productos. Como saprobias pueden deteriorar alimentos y forrajes, produciendo compuestos biológicamente activos tal como micotoxinas. Como patógenas reducen el rendimiento de las cosechas o afectan a los vegetales almacenados. Es necesaria una identificación precisa de las especies porque cada nombre entraña un conjunto de características que permiten predecir el comportamiento del hongo (Andersen et al., 2001). Es un hongo microscópico contaminante saprófito de suelos y plantas; sin embargo, se ha visto que tiene potencial para ocasionar diversas enfermedades en el hombre, es considerado como uno de los principales alergenos de interiores y exteriores (Villagrán et al., 2015).

Los conidios de *Alternaria* presentan septos transversales y longitudinales que son conocidos como dictiosporas, además son pardos y picudos. Nacen por la brotación apical de una célula conidiógena o de la espora anterior, dando lugar en este último caso a una cadena que puede ramificarse si una espora produce más de un brote (Carrillo, 2003). Su micelio es del tipo macrosifonado regular con medidas de 2-4 µm de diámetro, posee hifas con un pigmento café oscuro que están septadas, realiza su reproducción anamórfica mediante dictioconidios alargados y multiseptados, los cuales se encuentran formando cadenas en las estructuras de reproducción que son los conidióforos erectos. Algunas cepas pueden presentar ascosporas (Villagrán et al., 2015).

Es común que presenten un cierto grado de plasticidad morfológica. Cuando las especies de *Alternaria* crecen en medios ricos y en la obscuridad bajo condiciones ambientales no controladas, se forma un exceso de micelio aéreo que afecta al desarrollo tridimensional de la esporulación. Al hacer las preparaciones húmedas suelen destruirse las estructuras y como resultado solo se observan conidios (Andersen et al., 2001). El crecimiento de las especies de *Alternaria* se considera rápido ya que se logra en cinco días, su tamaño es ilimitado, las colonias se caracterizan por ser de color café oscuro a negro en las diferentes especies, producen pigmentos oscuros de igual manera que difunden a través

del medio, su aspecto es plano, aterciopelado y seco, aunque ocasionalmente se puede presentar un velo blanco en las colonias (Figura 6) (Villagrán et al., 2015).

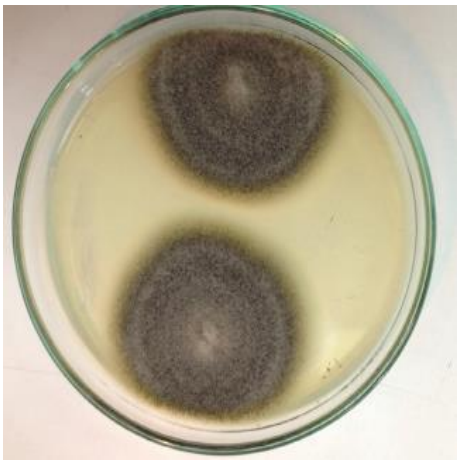


Figura 6. Cultivo de *Alternaria spp*. en agar PDA a los 5 días de crecimiento (Rivas, 2014)

Fusarium spp.

Las especies del género *Fusarium* son agentes potenciales que pueden generar cuadros de hipersensibilidad (alergias) y de toxicidad por alimentos contaminados (Villagrán et al., 2015). Algunas especies del género tienen capacidad patogénica en los cereales y pueden formar micotoxinas en los granos aún antes de la cosecha. Otras especies pueden crecer en el refrigerador demostrando carácter psicrótrofo y aquellos con capacidad competitiva contribuir a la podredumbre de frutas y hortalizas almacenadas. Su persistencia en el suelo durante uno a varios años es debida principalmente a la presencia de las clamidosporas. Estos requieren para germinar fuentes exógenas de nutrimentos por lo que son muy sensibles al antagonismo, pero su distribución casi universal indica la omnipresencia de los microambientes específicos (Carrillo, 2003).

La forma y tamaño de las esporas es la característica principal para su reconocimiento. Las esporas se encuentran dispersas en el micelio aéreo o en esporodoquios o masas limosas (pionotos). Los macroconidios son curvados, pluriseptados, con una célula apical ligeramente puntiaguda y muchas especies presentan una célula basal en forma de pie. Los microconidios son comúnmente unicelulares, elipsoidales, fusiformes, claviformes, piriformes o subglobosos, similares en ancho a los macroconidios, con una base redondeada o truncada, por lo general formando cabezuelas mucosas, pero en algunas

especies en cadenas basípetas. No siempre son producidos ambos tipos de esporas. La presencia de la célula basal con forma de pie en los macroconidios es considerada característica del género *Fusarium,* aunque varios géneros de *Coelomycetes* también la tienen. A su vez, pocas especies de *Fusarium* presentan conidios pluriseptados sin esa célula basal y se les llama mesoconidios (Carrillo, 2003).

Las colonias de distintas especies del género *Fusarium* crecen moderada o profusamente, muestran colores en diferentes tonalidades (blanco, rosado pálido, rojo, anaranjado, púrpura, celeste, verde aceituna o pardo), sobre todo en el reverso de la colonia, excepto pardo obscuro o negro. El micelio es ralo o denso, ya sea algodonoso, como un fieltro o con una zona central de funículos, pero en algunos casos es limoso. Hay algunas especies con pionotos de color anaranjado. Los pigmentos que difunden en el agar presentan variaciones en función del pH del medio (Figura 7). Algunas especies presentan zonas concéntricas de distinta morfología macroscópica debido a la secuencia luz - obscuridad (Seifert et al., 2001).

Figura 7. Cultivo de *Fusarium spp.* en agar PDA a los 5 días de crecimiento (Villagrán et al., 2015).

Rhizopus spp.

Este género se encuentra relacionado con el suelo, plantas y frutas; la mayor parte crece en cultivo aún a temperaturas altas. Se emplea para la fermentación de alimentos, y es considerado patogénico para animales y humanos. Tiene distribución mundial, con mayor prevalencia en lugares tropicales y subtropicales (Arenas, 2014). Es un zygomiceto, comúnmente encontrado en el polvo de las casas, suelo, frutas, nueces y semillas, también suele estar en alimentos en proceso de descomposición, la exposición prolongada a sus esporas provoca reportes de problemas respiratorios (Bonifaz, 2012).

Son mohos de crecimiento rápido e ilimitado, pues llegan a cubrir toda la superficie del medio de cultivo con el transcurrir de los días, sus colonias son algodonosas con vellos y un aspecto generalmente seco (Villagrán et al., 2015). Son colonias blancas durante los primeros tres días de crecimiento, posteriormente al alcanzar la madurez comienzan a adquirir una tonalidad gris a café oscura, esto se debe al desarrollo de las estructuras de reproducción asexual las endosporas (Bonifaz, 2012).

Las colonias son algodonosas, se caracterizan por la presencia de estolones y rizoides muy pigmentados, así como por esporangióforos aislados en grupos que nacen de manera directa de los nudos y están en la parte opuesta a los rizoides (Figura 8). El esporangio por lo general es globoso con apófisis y columnela muy marcados; después de la ruptura estas estructuras se colapsan en forma de sombrilla o sombrero chino, las esporangiosporas son globosas u ovoides, hialinas o de color café (Arenas, 2014). Presentan un micelio macrosifonado regular con medidas de entre 5 y 10 µm, sus hifas son hialinas y cenocíticas, la estructura de reproducción presente en estos mohos son esporangióforos largos con una columnela ovoide, se diferencian de los producidos por las especies de *Mucor* por no estar ramificados, estas estructuras de reproducción contienen a las esporangiosporas o endosporas redondas según sea el caso que presentan con color café claro o son hialinas (Villagrán et al., 2015). En el punto donde se conectan los esporangióforos y los estolones que presentan se forman rizoides (raíces), los cuales son estructuras características que permiten diferenciar a estos mohos con los pertenecientes al género *Absidia* en el cual se desarrollan internodales (Bonifaz, 2012).

Figura 8. Cultivo de *Rhizopus spp*. en agar PDA (Bonifaz, 2012).

2.3 Conservación de alimentos.

La conservación de los alimentos es una ciencia cuyo eje central es el de prolongar la vida útil de los mismos el mayor tiempo posible, teniendo en cuenta dos aspectos fundamentales: En una primera instancia que el alimento mantenga en el mayor grado posible sus atributos de calidad incluyendo sus características organolépticas. En segundo lugar garantizar la inocuidad en el mismo, es decir que no presente riesgo alguno para el consumidor, dicho con otras palabras, que sea considerado un alimento seguro (Desrosier, 2002). De otra manera se define como el conjunto de procedimientos y recursos para preparar y envasar productos alimenticios, con el fin de guardarlos y consumirlos mucho tiempo después, tiene como objetivo el estudio de los métodos y procesos de elaboración, buscando así mantener a los productos alimenticios durante un largo tiempo y de forma correcta para ser consumidos, evitando así su descomposición (Casp, 2003).

Es importante que al hablar de la conservación de alimentos se deben tener identificadas las causas por las que se pueden descomponer los alimentos, existen dos tipos de factores que afectan la calidad y estabilidad de un alimento, los internos entre los que se encuentran la actividad de agua (aw) la cual se ve involucrada en el desarrollo de microorganismos, actividad enzimática y procesos oxidativos; la humedad del alimento, el pH que regula las reacciones bioquimicas y el crecimiento microbiano, el potencial redox encargado de regular los procesos de oxidación reducción y por último el contenido

de antioxidantes endógenos los cuales controlan los procesos de autoxidación lipídica. Por otro lado están los factores ajenos al alimento o externos, aquellos que tienen que ver con las condiciones ambientales a las que se encuentra sometido el alimento tal como el oxígeno atmosférico que puede inducir oxidación, la luz que mediante la fotodegradación puede activar estos mismos procesos, el calor que causa la termodegradación acelerando ciertos procesos dentro del alimento y la humedad relativa que puede verse asociada a que se produzca el enmohecimiento del alimento con mayor velocidad (Benavent, 1997).

Otro punto relevante es el saber cuales son las fuentes de contaminación de los alimentos, ya que en diferentes etapas de la cadena de procesamiento se puede presentar el riesgo de tener un tipo distinto de contaminación. Las fuentes de contaminación de los alimentos se dividien en abióticas y bióticas, dentro de las primeras están los metales pesados, arenas, residuos de plaguicidas, benzopirenos, nitrosaminas y disolventes orgánicos. Del lado de los bióticos existen diferentes grupos microbianos, los cuales están más involucrados en procesos de descomposición que los abióticos, entre estos están las bacterias patógenas y las productoras de toxinas, mohos productores de toxinas, insectos y roedores los cuales son vectores de contaminación microbiológica y otros animales que pueden encontrarse en una determinada zona (Casp, 2003).

Tomando en cuenta los factores que descomponen al alimento, así como sus fuentes de contaminación, con el fin de lograr su objetivo la conservación de alimentos se vale de técnicas denominadas como métodos de conservación de los alimentos (Desrosier, 2002).

2.3.1 Métodos de conservación de alimentos.

Los métodos de conservación son técnicas que utilizan diferentes recursos con el fin de lograr ampliar la vida útil y en anaquel de los alimentos. Estos métodos toman en cuenta los dos grupos de factores que alteran la calidad y estabilidad del alimento tal como son las características inherentes del alimento como lo son su composición química, propiedades fisicoquímicas y otros se valen de la manipulación de factores ambientales o factores extrínsecos del alimento a los que se encuentra sometido para alcanzar el

mejor resultado tal como son la temperatura, presión, humedad, luz, etcétera (Doyle et al., 2003).

2.3.2 Clasificación de los métodos de conservación de alimentos.

En el presente apartado se indica la clasificación de los métodos de conservación de alimentos, a pesar de estar separados por grupos, en la actualidad se busca la combinación de dos o más métodos que interactúen de manera aditiva o sinérgica controlando de manera general a la población microbiana, con el fin de mantener la frescura y calidad en el alimento (Rodríguez, 2011).

a) Químicos

De manera general son todos aquellos compuestos químicos añadidos que retardan el crecimiento o en el mejor de los casos matan a los microorganismos presentes en el alimento que alteran la inocuidad o su calidad (Mescle et al., 1994). La conservación química permite reducir o suprimir ciertos tratamientos térmicos y alarga el tiempo de consumo en fresco. Su objetivo es asegurar la inocuidad del alimento y la estabilidad organoléptica del alimento. Generalmente, a las dosis que son empleados, los aditivos no son bactericidas, si no bacteriostáticos. Las sustancias más empleadas son colorantes, reguladores del pH, hidrocoloides, emulsionantes, edulcorantes, potenciadores de sabor, antioxidantes, por citar algunos (Cubero et al., 2002).

b) Naturales

El uso de antimicrobianos es una práctica común en la industria de los alimentos, por muchos años se han utilizado antimicrobianos sintetizados químicamente, los cuales han llegado a causar daño a los consumidores, redundando en un rechazo hacia los mismos, por lo cual ha surgido la necesidad de buscar otras opciones. En esta búsqueda se han encontrado nuevos agentes antimicrobianos de origen natural, como sustitutos de los tradicionalmente utilizados (Nychas, 1995).

A raíz de esto, surgen los conservantes naturales, los cuales tienen origen animal o vegetal, algunos de estos suelen estar de forma natural en los alimentos, mientras que a otros se les están realizando pruebas de efectividad constantemente (Reyes, 2012). Un ejemplo de este tipo de sustancias son los aceites esenciales presentes en las

especias, aunque también se pueden extraer de hierbas y plantas. Lo más difícil es extraer, purificar, estabilizar e incorporar dicho antimicrobiano al alimento sin afectar su calidad sensorial y seguridad (Beuchat y Golden, 1989).

c) Biológicos

Existen alimentos que contienen microorganismos, los cuales son denominados probióticos, pues tienen la capacidad de aportar un beneficio a la salud del consumidor (Barboza et al., 2004). Los probióticos son aquellos microorganismos vivos, prjncipalmente bacterias y levaduras, que son agregados como suplemento en la dieta beneficiando al huesped mejorando el balance microbiano de su flora intestinal (Fueller, 1989). Por si fuera poco, estas bacterias producen péptidos denominados bacteriocinas, los cuales protegen al consumidor contra el ataque de bacterias patógenas, y son considerados como un bio-conservador en los alimentos (Barboza et al., 2004). Un ejemplo de esto es la nisina, la cual es producto de la fermentacion por bacterias ácido-lácticas, tiene un efecto sobre bacterias tipo Gram positivo, aunque se desconoce su efecto y alcance contra bacterias Gram negativas, levaduras y mohos, de modo que se ha llegado a considerar nulo el efecto (Allende et al., 2006).

d) Físicos

Son aquellos tratamientos físicos utilizados para inhibir, destruir, o suprimir microorganismos indeseables sin intervención de aditivos antimicrobianos o productos del metabolismo microbiano como factores conservantes (Doyle et al., 2003). Dentro de los procesos físicos encontramos a los procesos térmicos por un lado los que implican frío que son refrigeración y congelación, y por otro lado los que utilizan calor como la deshidratación, concentración, extracción, pasterización, escaldado, cocción, fritura y asado. En este grupo también se encuentran los métodos por atmósferas modificadas como son el envasado a vacío, envasado en atmósferas controladas o en atmósfera interte. Además, se incluyen los métodos alternativos o nuevas tecnologías emergentes en materia de conservación entre los que están el uso de microondas, conservación por deshidratación osmótica, aplicación de pulsos eléctricos, luminosos y magnéticos, ultilización de altas presiones y el uso de irradiación en los alimentos (Guillén-Arco et al., 2018).

2.4 Irradiación de alimentos como método de conservación.

La irradiación se puede definir como la emisión y propagación de energía a través del espacio o de cualquier objeto. Durante su investigación encaminada a descubrir nuevos procedimientos y más eficaces para conservar alimentos, los investigadores han prestado especial atención al posible empleo de radiaciones de distina frecuencia, que se extienden desde la corriente eléctrica de baja frecuencia, hasta los rayos gamma de alta frecuencia (Suárez, 2001).

La irradiación forma parte de los métodos físicos de conservación de alimentos, sin embargo, dentro de estos, se podría denominar como alternativo pues ofrece la posibilidad de realizar una esterilización en frío es decir es un proceso no térmico de conservación, de manera que se logra el objetivo sin realizar cambios marcados en la composición natural del alimento, aunque si produce efectos sobre los principales nutrientes y biomoléculas presentes en el mismo (Desrosier, 2002). Como método de conservación de los alimentos suele emplearse en dos variantes la que emplea radiación de tipo no ionizante (luz ultravioleta y microondas) que se utiliza como microbicida de manera superficial generalmente y la radiación de tipo ionizante (rayos X, partículas alfa, protones, neutrones, rayos beta o gamma) cuya razón de ser empleada radica en el hecho de que inhibe muy eficazmente la síntesis de DNA (Figura 9) con lo que se impide la división celular a gran escala (Doyle et al., 2003).

El objetivo del uso de esta tecnología emergente en los alimentos puede presentar variaciones según sea el caso, puede inhibir la aparición de brotes, retardar la maduración, ofrece desinfección contra insectos y parásitos, reduce la carga microbiana especialmente de patógenos no esporulados, aunque el efecto de esta irradiación depende de su intensidad y del tipo de alimento. Se logra la extensión del periodo de durabilidad del alimento, prolongando de esta manera el tiempo de comercialización, ya que se ha visto que estos productos pueden permanecer a temperatura ambiente sin desarrollo microbiano en su envase durante años. El último objetivo sería la esterilización a nivel industrial, la cual generalmente se realiza en el envase final del producto, permitiendo el uso de materiales plásticos reduciendo el costo de la materia prima del envase (CAA, 1988).

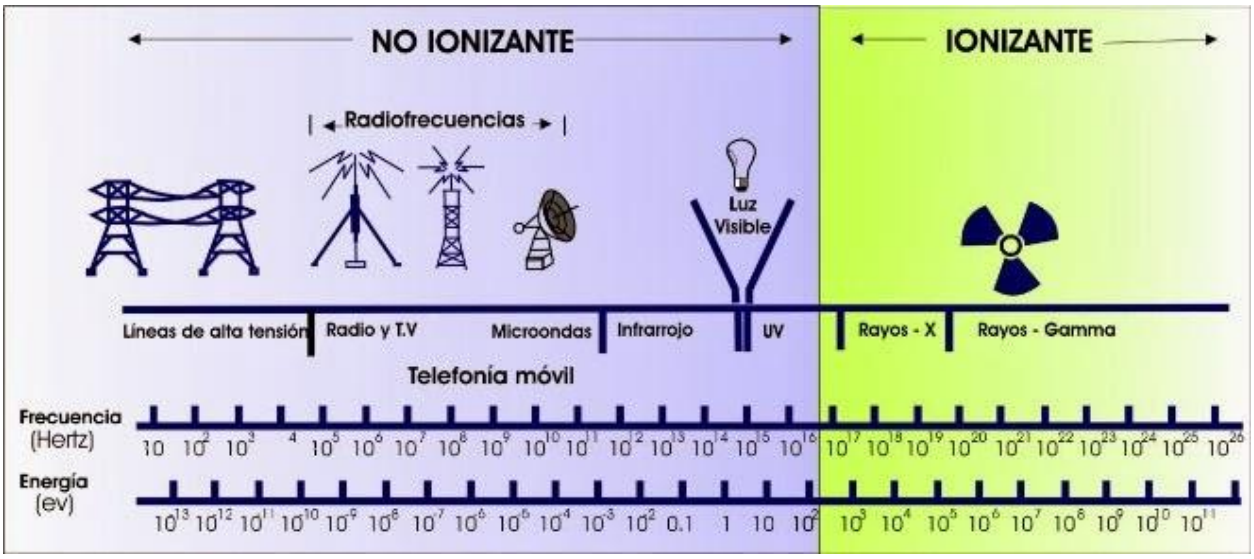


Figura 9. Tipos de radiación (Suárez, 2001).

Este método se ha utilizado en la desinfección de especias, frutas y vegetales, en la ampliación del tiempo de almacenamiento de tubérculos, retardante en la maduración de ciertas frutas y como tratamiento en alimentos crudos sin que se presentaran pérdidas organolépticas ni nutricionales. En el año de 1983, la FAO reconoce y acepta a la irradiación como una tecnología segura y eficaz para el tratamiento de los alimentos (Barbosa et al., 1999). El uso de este método muestra interesantes beneficios, pues prolonga el tiempo de comercialización de los productos y mejora su calidad higiénico-sanitaria (Suárez, 2001).

2.4.1 Irradiación con luz azul y ultravioleta como método de conservación.

La luz azul pertenece a la luz visible, la región del espectro electromagnético que el ojo humano es capaz de percibir, la emiten fuentes naturales como el sol, aunque también artificiales como los dispositivos electrónicos. Comprende longitudes de onda de los 380 nm a los 500 nm, es denominada como luz visible de alta energía o HEV por sus siglas en inglés (Jay et al., 2012). Este tipo de luz tiene un gran impacto en el crecimiento de las plantas, así como en la producción y concentración de metabolitos secundarios, ya que se encuentra dentro de las principales fuentes de energía para la asimilación fotosintética del CO_2 en las plantas (Lin et al., 2014). Al ser evaluada en algunos tipos de plantas se ha combinado con la luz roja (600 – 700 nm), tal es el caso de las hojas de

espinaca, demostrando que se produce un efecto de potenciación en la respuesta fotosintética aún a dosis bajas de la luz azul (Matsuda et al., 2007).

El efecto en los diferentes cultivos, depende en gran medida de la respuesta foto-fisiológica de las plantas, las cuales se encuentran en algunos casos bien establecidas. En la mayoría de los estudios, la luz azul se encuentra asociada a la producción de biomasa y fotosíntesis (Johkan et al., 2010). Esta luz se encuentra involucrada en una amplia gana de procesos en la planta, como el fototropismo, la fotomorfogénesis, la apertura de la estoma y el funcionamiento fotosintético de las hojas (Hogewoning et al., 2010). La luz azul es absorbida por los fotorreceptores de criptocromo y fototropina, que también producen diferentes respuestas en las plantas de tipo morfogenético y fotosintéticas (Ma et al., 2014).

De manera general, los estudios que se han desarrollado respecto al uso de este tipo de luz en los alimentos como tecnología postcosecha son limitados (Feng et al., 2014). La aplicación de la luz azul en los alimentos frescos ha mostrado tener efecto sobre compuestos antioxidantes de tipo fenólicos y en compuestos responsables de la maduración como el etileno (Ballester, 2016).

La luz ultravioleta (UV) es la más empleada en la industria alimentaria, es una irradiación no ionizante y un potente agente bactericida (Jay et al., 2012). La fuente más usual de este tipo de irradiación son lámparas de cuarzo con vapor de mercurio o lámparas de mercurio a baja presión (Suárez, 2001). Es absorbida por las proteínas y ácidos nucleicos, en los que se producen cambios fotoquímicos que pueden ocasionar la muerte a las células. Las escasas propiedades de penetración de la luz UV limitan su uso en alimentos a las aplicaciones de superficie, donde puede catalizar cambios oxidativos que se traducen en rancidez, modificaciones del color y otras reacciones (Jay et al., 2012).

De manera general en el caso de la irradiación con luz UV influyen tres factores en su eficiencia. El tiempo, ya que en cuanto mayor es el tiempo de exposición a una determinada dosis, tanto más eficiente es el tratamiento. La intensidad con que llegan los rayos a un determinado objeto, dependerá de la potencia de la lámpara, la distancia entre la lámpara y el objeto, aunque la mayoría de las pruebas son realizadas a una distancia de 30.48 cm, y del tipo y cantidad de partículas existentes en el recorrido de los

rayos pudiendo ser un interferente el polvo ambiental. El último factor es la capacidad de penetración, de manera que influye la composición del material u objeto que es sometido a este tratamiento, no penetran los objetos opacos, por lo que podríamos decir que solo afectan la superficie externa de los alimentos que se irradian y no penetran a los microorganismos presentes en el interior del mismo (Brennan, 1998).

Cada especie microbiana tiene un grado de resistencia característico a la irradiación UV, esto en función de la fase de crecimiento y del estado fisiológico de las células microbianas. Si se compara la resistencia de las células vegetativas de unas especies bacterianas con las de otras, la exposición a los rayos UV destruye las células vegetativas de algunas especies en un tiempo que es más de cinco veces superior al necesario para que las de otras especies sean destruidas, aunque, en general, el tiempo de exposición que las destruye no varía para cada una de las distintas especies. La formación de cápsula y el agrupamiento de bacterias aumenta su resistencia a la irradiación UV. Para destruir las esporas microbianas, es necesaria una exposición de una duración de dos a cinco veces mayor que la necesaria para destruir las células vegetativas correspondientes. En general las levaduras están dotadas de una resistencia de dos a cinco veces mayor que las bacterias, aunque algunas se destruyen fácilmente. La resistencia de los mohos es de diez a cincuenta veces mayor que la de las bacterias, los mohos pigmentados a su vez, son más resistentes que los no pigmentados, y las esporas más resistentes que el micelio (Ingram, 1980).

La irradiación con longitudes de onda próximas a los 260 nm es absorbida en gran cantidad por purinas y pirimidas, por lo que es considerada más bactericida. La irradiación UV con longitudes de onda de 200 nm es absorbida en gran cantidad por el oxígeno, dando producción al ozono, careciendo de eficacia frente a los microorganismos (Suárez, 2001). El rango de longitud de onda microbiológicamente más destructivo de la irradiación UV se encuentra entre 240 y 280 nm. La gran eficacia de la denominada radiación germicida (253.7 nm) se basa en el hecho de que esta irradiación puede dañar más eficazmente los ácidos nucleicos que tienen el máximo de absorción a 265 nm (Doyle et al., 2003). En el caso de las bacterias, el mecanismo de muerte por luz UV es

debido a la producción de mutaciones letales como resultado de la acción sobre los ácidos nucleicos (Jay et al., 2012).

La irradiación UV es clasificada en tres grupos: como radiaciones de longitud de onda corta (UV-C) con longitudes de onda de 200-280 nm, radiaciones de longitud de onda media (UV-B) las comprendidas entre los 280-320 nm y radiaciones de longitud de onda larga (UV-A) que se encuentran dentro del rango de los 320-400 nm (Figura 10). Los rayos UV-A y UV-B están presentes en la atmósfera, mientras que los rayos UV-C no pueden llegar a la superficie terrestre (Gómez-López, 2012). Cada banda puede inducir efectos biológicos significativamente diferentes en los cultivos (Shama, 2007).

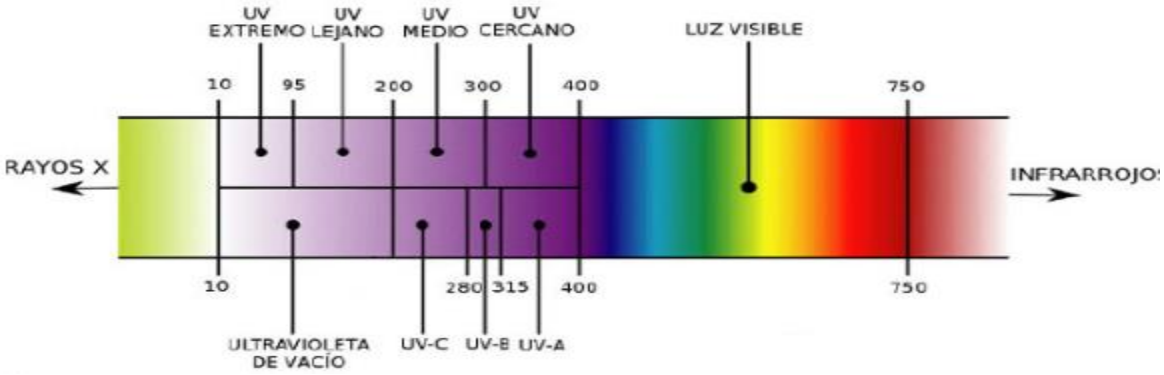


Figura 10. Espectro de electromagnético (Domínguez et al., 2011).

La irradiación con luz azul ha sido objeto de pocos estudios en donde se evalúe su efecto sobre compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en frutas y verduras. La exposición de las plantas alimentarias a irradiación de tipo visible adicional a la que el entorno le proporciona, no ha mostrado tener un efecto benéfico general para la salud, a excepción de un pequeño aumento en el aporte de vitamina D obtenido mediante este proceso. Con frecuencia se han obtenido metabolitos secundarios cuando se ha aplicado esta tecnología a los diferentes cultivos, sin embargo, en la mayoría de esos experimentos no se han cuantificado ni caracterizado de una manera adecuada (Zhang, 2002).

En algunos de los estudios en que se han evaluado los efectos de este tipo de irradiación se ha visto que el contenido de compuestos antioxidantes o benéficos en el caso de las plantas medicinales han aumentado. Este efecto no siempre se considera un fenómeno

de estrés, ya que en muchos casos el aumento de los metabolitos secundarios puede lograrse mediante irradiación tan baja que no afecta negativamente al crecimiento y no produce ningún daño visible en los cultivos y plantas (Antognoni, 2007).

Esta tecnología ha sido utilizada en gran variedad de productos, un ejemplo es el chile habanero, en el cual se combinó con UV-C, aumentando la síntesis de clorofilas y carotenoides totales en los durante primeros días de almacenamiento, compuestos fenólicos, flavonoides totales, capsaicina y en consecuencia la capacidad antioxidante (Pérez-Ambrosio et al; 2017).En lechuga de hoja roja, se le atribuye la capacidad de regulación de procesos metabólicos, ya que hubo mayores concentraciones en aquellos compuestos que mejoran la salud, crecimiento y desarrollo de la planta (Stutte et al., 2009). Aplicada en fresas de manera postcosecha demuestra un considerable aumento en la capacidad antioxidante y enzimática, mejoró la producción de etileno lo que ocasionó la aceleración en la maduración y el desarrollo de color por parte del fruto (Feng., 2014).

Otro de los estudios (Ávila-Sosa et al., 2017) informó que se produjo un aumento en los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en tejocote, atribuyéndoselo a la estimulación de los criptocromos por este tipo de luz. Por otro lado (Nascimento et al., 2013) afirma que este tipo de irradiación puede aumentar la producción de compuestos fenólicos, concretamente flavonoides, los cuales absorben la luz UV y actúan como filtros en el alimento.

La irradiación ultravioleta de onda corta (UV-C) ha sido utilizada exitosamente para inactivar microorganismos que contaminan el agua y superficies de diversos materiales. Esta tecnología aplicada a los alimentos, promueve la inactivación microbiana, obteniendo productos con menor cambio en sus propiedades sensoriales y nutritivas (López-Díaz et al., 2012). Es una tecnología mediante la que la energía es un medio germicida, que tiene como ventaja no producir productos químicos ni subproductos, es un proceso seco y frío que requiere poco mantenimiento y es de bajo costo (Barbosa et al., 1999).

La máxima eficiencia para la desinfección se sitúa en el intervalo de la UV-C (Guerrero, 2009). El máximo efecto destructivo de la UV es considerado a los 254 nm en algunas

bibliografías, esta irradiación se absorbe en un nivel que es suficiente para la desinfección, esto se debe a que ocasiona cambios físicos en los electrones y el rompimiento de enlaces en el ADN desactivando así los procesos de crecimiento y reproducción microbiana (Bolton, 2001). La resistencia de los microorganismos a los tratamientos UV-C está determinada principalmente por su capacidad de reparar el daño ocasionado sobre el ADN, es ahí cuando ocurre la fotorreactivación donde el ADN puede ser reparado por factores proteínicos (Yajima et al., 1995).

Algunos ejemplos de los casos en los que se ha empleado esta tecnología en la industria de los alimentos obteniendo buenos resultados serían el tratamiento de aguas destinadas a la fabricación de bebidas, conservación de carne, tratamiento de chuchillas utilizadas para rebanar pan, el tratamiento de las tinas de encurtido, de vinagre para impedir el crecimiento de levaduras formadoras de película; esterilización de cubiertos; destrucción de esporas existentes en la superficie de los cristales de azúcar y en los jarabes; el tratamiento de los quesos durante su almacenamiento y envasado; el tratamiento de paredes y estanterías para impedir el crecimiento de mohos; el tratamiento del aire de los locales en los que se almacena o se someten a tratamiento los alimentos, etc. (Suárez, 2001). El potencial UV-C también se ha utilizado ya en diferentes ocasiones para extender la vida útil de diferentes frutas y verduras (Allende et al., 2007).

Entre los efectos benéficos que se han encontrado del uso de la irradiación UV-C están: la capacidad de mejorar las propiedades nutracéuticas debido al incremento en los niveles de compuestos bioactivos con capacidad antioxidante, inactivación de enzimas involucradas en los procesos de maduración y senescencia; y por último en la inducción de mecanismos de defensa, lo que permite combatir a los microorganismos patógenos y favorecer la reducción de desórdenes de tipo fisiológicos que se pueden inducir por la aplicación de otros métodos de conservación (Rivera et al., 2007).

La susceptibilidad del tejido vegetal al tratamiento de irradiación difiere significativamente entre variedades, estados fisiológicos, composición y grosor de la piel del fruto u hortaliza. Por tanto, la irradiación de UV-C puede tener efectos adversos cuando la intensidad es superior a la tolerada por el producto. El principal efecto dañino ocurre con

dosis muy altas y se manifiesta como manchado y decoloración de la piel, su intensidad varía con el tiempo de exposición a la UV-C. En jitomate, por ejemplo, el aumento de la dosis a un nivel superior a 2×10^4 kp/s^2 causa una maduración anormal y pardeamiento del exocarpio, similar al escaldado por sol, así como decoloración indeseable del endocarpio (Maharaj et al., 1999; Liu et al., 1993).

Se han identificado dos factores realmente importantes para garantizar el éxito o la obtención de una mejor respuesta por parte de frutas y verduras al ser sometidas al tratamiento con irradiación de este tipo, siendo el primero la dosificación total o mejor llamada energía por unidad de área y el otro la intensidad de la irradiación o dosis por unidad de tiempo (Civello et al., 2006).

3. JUSTIFICACIÓN

El jitomate es un fruto sumamente importante y de consumo cotidiano en la dieta de diferentes lugares del mundo, esto en gran medida es debido a su versatilidad, al ser utilizado culinariamente como un alimento fresco (en ensaladas y jugos) o procesado industrialmente (purés, conservas, salsas, dulces e incluso mermeladas).

En el plano comercial internacional, México figura como uno de los países con mayor producción de jitomate a nivel mundial, cubriendo de manera considerable las importaciones a países como Estados Unidos y Canadá. Gran parte del éxito de la producción de este cultivo en la República Mexicana, es debido a que los requerimientos climáticos y de suelo óptimos para su desarrollo se encuentran en diferentes regiones del país. No obstante, el cultivo de jitomate es bastante susceptible a una gran cantidad de pérdidas postcosecha por causas diferentes, entre las que destacan, golpes, fisuras y ataques de microorganismos (desde la planta al fruto). Los mohos son los principales microorganismos responsables de la putrefacción del jitomate, produciendo pérdidas económicas, además de una gran cantidad de desperdicios agro-alimentarios.

Por lo anteriormente descrito, buscando aumentar la vida en anaquel y tratando de disminuir las pérdidas postcosecha del jitomate; en este trabajo se busca probar que la irradiación de la luz azul, UV-C y/o sus combinaciones tendrían un efecto estimulante sobre el fruto, induciendo la producción de compuestos de interés que podrían inhibir o disminuir el desarrollo de mohos deterioradores que crecen en el jitomate uva, lo cual permitiría utilizar esta metodología como un método alternativo de conservación.

4. OBJETIVO GENERAL

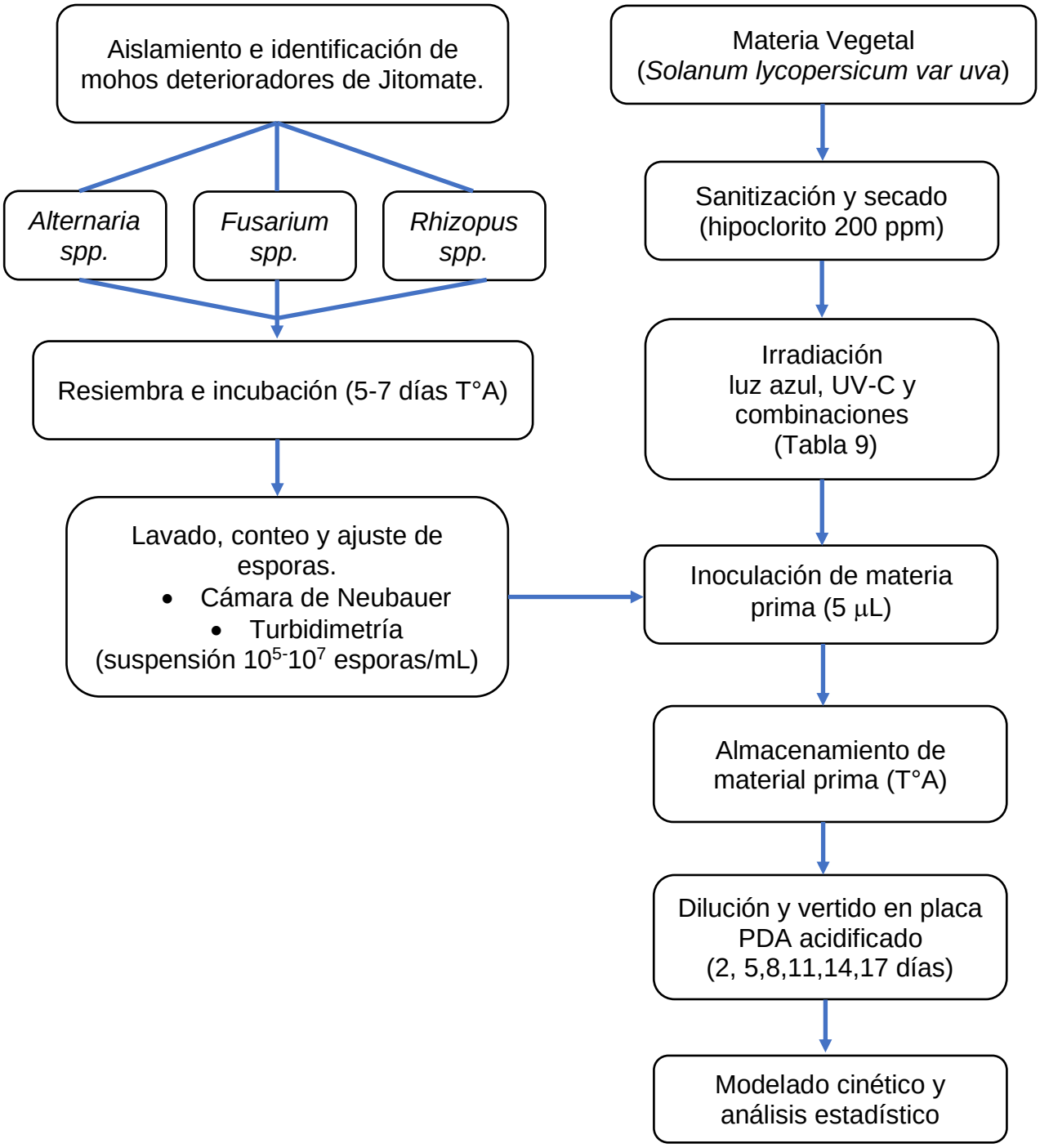
Evaluar el efecto de la irradiación azul, UV-C y sus combinaciones sobre el desarrollo de microorganismos deterioradores en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva).

4.1 Objetivos específicos

- Aislar e identificar a los principales mohos deterioradores presentes en jitomate (*Solanum lycopersicum*).

- Evaluar el efecto de la irradiación azul, UV-C y sus combinaciones sobre el desarrollo de mohos deterioradores en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva).

5. DIAGRAMA DE TRABAJO



6. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 Material y equipos

- Materia vegetal: jitomate uva, en buen estado sin magulladuras o fisuras y con un grado de madurez comercial.
- Material de vidrio y reactivos de grado analítico: los necesarios para cada determinación.
- Los equipos que se utilizaron se mencionan a continuación en la Tabla 6.

Tabla 6. Equipo, marca y modelo de equipos utilizados en esta investigación.

Equipo	Marca	Modelo
Parrillas de calentamiento agitación	Thermolyne Cimarce	546725
Balanza analítica	Ohuas Pionner	PA313
Autoclave	CISA	As-25
Campana de flujo laminar	Prendo	CFLV-102
Equipo de luz UV	Diseñado y ensamblado en la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP).	
Stomacher	Seaward	400 circulator
Cuenta colonias	Solbat	Q20-2941
Vortex	FINEPCR	FINE VORTEX
Turbidímetro	Leitz Photometer	M-33812
Microscopio	Lomo	N-980016
Micropipetas (10, 100 y 1000 µL)	Labmate Pro	LMP 1000
Cámara de Neubauer	Marienferld	0610030

6.2 Métodos

Para realizar la metodología se emplearon las técnicas indicadas en la Tabla 7, con sus respectivas referencias bibliográficas.

Tabla 7. Técnicas empleadas para cada ensayo realizado en esta investigación.

Ensayo	Técnica	Referencia
Aislamiento de mohos deterioradores	Siembra por puntos en placa o tubo	Arenas-Guzmán, 2014
Identificación de mohos deterioradores	Micro cultivo	Arenas-Guzmán, 2014
Irradiación del jitomate	Tratamiento de irradiación	Pérez et al., 2018
Inoculación del jitomate	Punción estéril	Aguilar et al., 2015
Determinación de cinéticas microbianas	Dilución y vertido en placa	NOM-111-SSA1-1994
Modelado cinético	Modelación Weibull	Reyes-Jurado et al., 2019

7. METODOLOGÍA

7.1 Materia vegetal

Se utilizaron jitomates uva *(Solanum lycopersicum var uva)* frescos que presentaban un grado de madurez comercial obtenidos de un super mercado de la ciudad de Puebla, estos fueron desinfectados con hipoclorito de sodio (200 ppm) durante 10 min. Posteriormente se enjuagaron (agua destilada) por un tiempo de 5 min. esto último con el fin de retirar los residuos de cloro que pudieran haberse quedado en el fruto y posteriormente fueron secados perfectamente con toallas de papel.

7.2 Aislamiento de mohos deterioradores

Para el aislamiento de mohos deterioradores se utilizaron jitomates con un alto grado de madurez, que presentaran fisuras y/o magulladuras, los cuales fueron almacenados a temperatura ambiente hasta la aparición de mohos.

Al aparecer el moho en el jitomate se realizó la recolección de las muestras con la ayuda de un asa micológica, inoculando 4 a 5 fragmentos en placas Petri con agar papa y dextrosa (PDA) acidificado con ácido tartárico a una concentración del 10%. Después de dicha inoculación se incubaron las placas a temperatura ambiente durante un tiempo de 5 a 7 días realizando revisiones periódicas cada 24 h para observar si se presentaba desarrollo a partir de los fragmentos.

7.3 Identificación de mohos deterioradores

Posterior al correcto aislamiento de los mohos a partir del jitomate se procedió a su identificación macroscópica y microscópica. Para realizar la identificación macroscópica se elaboró una descripción a detalle de la morfología colonial tomando en cuenta el aspecto (algodonoso, velloso, aterciopelado, levaduriforme), la forma (redondas, irregulares) y color de las colonias, y finalmente corroborar la producción de algún tipo de pigmento característico sobre el agar.

En cuestión de identificación microscópica se empleó la técnica de micro cultivo propuesta por Monro et al (1967) y descrita por Arenas (2014), realizando solamente una

modificación, ya que en lugar de utilizar el azul de lactofenol se utilizó azul de metileno para realizar la tinción requerida.

7.4 Lavado, conteo y ajuste de suspensión de esporas

Una vez logrado el aislamiento e identificación de los mohos se realizaron constantes resiembras en tubos de ensaye con tapa cuyo contenido era agar PDA acidificado en forma de pico de flauta, para la conservación, mantenimiento y purificación de la cepa. Estos cultivos se dejaron incubar durante 5-7 días a temperatura ambiente.

Después de haber transcurrido el tiempo de incubación se les realizó un conteo de esporas, buscando que la producción se encontrara en un rango de concentración de 10^5-10^7 esporas/mL. A los picos de flauta se les adicionaron 7 mL de agua destilada estéril, se raspó la superficie del agar con ayuda del asa micológica teniendo cuidado de no desprender pedazos del mismo sobre la solución y buscando saturarla lo más posible. Para determinar el número de esporas se realizaron dos diferentes ensayos:

En el primero se tomó 5 µL y se colocó en una cámara de Neubauer, realizando el conteo de esporas con la ayuda de un microscopio. Para determinar la cantidad presente en la suspensión se empleó la siguiente fórmula:

$$Total\ de\ Esporas: \frac{\#\ de\ Esporas\ x\ 10000}{\#\ de\ Plazas\ x\ Dilución} \qquad (1)$$

En el segundo método se utilizó un turbidímetro, equipo que permitió realizar la medición del porcentaje de transmitancia a diferentes longitudes de onda (415 nm, 445 nm, 460 nm, 490 nm) entendiendo el resultado de acuerdo a la siguiente relación:

A menor % de transmitancia < Número de esporas (2)

7.5 Irradiación del material vegetal

Después de la sanitización, se realizó el proceso de irradiación. Se introdujeron los jitomates necesarios para completar un experimento de 15 días, se trabajó con un total de 108 jitomates para cada microorganismo a evaluar, los cuales fueron divididos en bloques de 9 con sus respectivos duplicados, siendo un total de 18 por cada uno de los tratamientos efectuados. El primer bloque de jitomate procesados representó los

controles ya que no se sometieron al efecto de la luz, el resto fueron irradiados en el equipo según las condiciones descritas para cada uno de los tratamientos en la Tabla 8.

Tabla 8. Tratamientos de irradiación de luz azul, UV-C y sus combinaciones en jitomate uva.

Tratamiento	Luz Azul (min)	UV-C (min)
TX1	0	0
TX2	10	0
TX3	0	5
TX4	10	5
TX5	0	2.5
TX6	10	2.5
TX7	5	0
TX8	5	5
TX9	5	2.5

Cada uno de los jitomates se colocó en recipientes de plástico codificados para evitar confusiones en función de cada uno de los tratamientos a los que habían sido sometidos, se almacenaron durante 24 h a temperatura ambiente.

7.6 Inoculación de materia vegetal

Una vez transcurridas 24 h post-irradiación, en zona de esterilidad se realizó una perforación al jitomate en el área del pedúnculo. Cuando la herida tenía la profundidad adecuada (2-3 mm), se tomaron 5 µL de la suspensión de esporas después haberla pasado por el vórtex a una velocidad media durante 30 s con el fin de homogeneizar la cantidad de las esporas, ese volumen fue depositado con cuidado en el sitio de perforación. Una vez inoculados los jitomates fueron depositados nuevamente en los recipientes codificados de manera que, dentro de ellos, se mantuvieran firmes y sin movimiento. Se colocaron en cajas igualmente codificadas, después de taparlos se almacenaron en un lugar fresco, seco y obscuro para que se llevara cabo la incubación a temperatura ambiente hasta por 17 días.

7.7 Dilución, vertido en placa y conteo de UFC

Los jitomates inoculados fueron retirados tras haber transcurrido 2, 5, 8, 11, 14 y 17 días de iniciado el proceso de incubación, se tomó por bloques de tres cajas de acuerdo a

una serie completa de experimentos con sus respectivos duplicados, representando nuestro control los procesados el día 2.

En campana de flujo laminar se pesaron 10 g de los jitomates a procesar, se colocaron en bolsas estériles, se agregó agua destilada estéril en una relación 1:10, una vez listo el contenido se introdujo en un homogeneizador (Stomacher) por 1 min 30 s a 180 rpm.

Al terminar el tiempo de homogeneización se retiró la bolsa del equipo, en zona de esterilidad se tomó una alícuota de 1 mL directo y se depositó en el fondo de una placa Petri. Del mismo modo se elaboró una dilución 10^{-2}, se homogeneizó con ayuda del vórtex y se tomó de esta dilución 1 mL para depositarlo en la placa tal como se indicó previamente. Una vez depositado el volumen en cada una de las placas, se continuó la técnica de dilución y vertido en placa para el conteo de mohos y levaduras en alimentos de acuerdo a la NOM-111-SSA1-1994 dejando incubar las placas en un lugar fresco y oscuro a temperatura ambiente por un tiempo de 3-5 días, para que posteriormente se realizara el conteo de unidades formadoras de colonia (UFC) con ayuda de un cuenta colonias.

7.8 Análisis de datos y modelación matemática

El conteo de unidades formadoras de colonia (UFC) para cada uno de los mohos utilizados contra el tiempo de almacenamiento post-irradiación permitió determinar cinéticas microbianas para cada uno de estos. Se hizo la conversión del número de UFC(N) a log(N/No), donde No es el número de UFC al inicio de cada cinética. Además, se realizó el ajuste de los datos aun modelo no lineal Weibull para determinar el ajuste y la predicción del crecimiento e inactivación de cada uno de los mohos deterioradores. El modelo de Weibull, se encuentra fundamentado por la siguiente ecuación Peleg M, Cole MB (1998):

$$Log\ \frac{N}{N0} = -bt^n \qquad (3)$$

Donde:

b y *n* son los parámetros de escala y forma del modelo respectivamente. El modelo de Weibull corresponde a una curva cóncava hacia arriba de supervivencia cuando $n < 1$,

una curva cóncava descendente cuando $n > 1$, y una curva lineal cuando $n=1$, b representa el comportamiento del microorganismo en función de un tratamiento pudiendo inhibirse (valores negativos) o desarrollarse (valores positivos).

Una vez obtenidos estos valores se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y un análisis de medias por la prueba de Tukey con un nivel de confianza del 95%.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 Aislamiento e identificación de mohos deterioradores

De acuerdo a lo descrito por Notario et al (2012) los mohos que se aislaron e identificaron se encuentran indicados como algunos de los principales agentes etiológicos de enfermedades que se presentan en el jitomate de manera posterior a su cosecha, además de contribuir a su putrefacción. Estos mohos fueron *Fusarium spp., Colletotrichum spp., Botrytis spp., Alternaria spp. y Rhizopus spp.*

Posterior a haber realizado el aislamiento e identificación de dichos mohos se procedió a realizar la cuantificación de esporas, lo que permitió realizar una selección adecuada de aquellos que presentaban un mejor estado fisiológico. En la Tabla 9, se indican los promedios de los resultados obtenidos de la producción de esporas mediante un recuento con cámara de neubauer.

Tabla 9. Cuantificación de esporas para los diferentes mohos aislados.

Moho	**Esporas/mL**
Fusarium spp.	2.9×10^6
Colletotrichum spp.	9.0×10^4
Botrytis spp.	6.3×10^3
Alternaria spp.	2.2×10^5
Rhizopus spp.	8.2×10^5

En los resultados presentes en la Tabla 9, se observa que son tres los mohos que presentaron el estado fisiológico esperado para el desarrollo del experimento, el cual debía encontrarse entre los 5-7 ciclos logarítmicos. Estos mohos fueron *Alternaria spp., Fusarium spp.* y *Rhizopus spp.,* a continuación, se exponen las características macroscópicas y microscópicas que resultaron para su identificación.

Alternaria spp.

Las lesiones ocasionadas por este moho en el jitomate coincidieron con las descritas por Notario et al. (2012), ya que al principio eran pequeños puntos negros a lo largo del fruto cercanos al área del pedúnculo, que una vez que alcanzaron un número adecuado

comenzaron a formar lesiones con aspecto seco y hundido. Este moho presentó un crecimiento rápido, sin embargo, requirió de 5 días para crecer de manera óptima, lo que representó un mayor tiempo respecto a los otros dos, y de igual manera la estandarización de la producción de esporas fue variable requiriendo entre 5-7 días para alcanzar la cantidad requerida.

Por la coloración de las colonias (Figura 11-A) se trata de un hongo pigmentado, los cuales se caracterizan por un color negruzco a partir del quinto día de crecimiento, y difundiendo un pigmento del mismo tono en el reverso de la placa, tenían un aspecto seco, rugoso y aterciopelado, con el paso del tiempo cubrían toda la superficie de la placa. Los dictioconidios que se observan en la Figura 11-B cumplen con las características expuestas por Carrillo (2003) son alargados, picudos y presentan un color pardo obscuro, además de presentar entre uno y dos septos, aunque algunos llegan a ser multiseptados, esta cepa no presentó la producción de ascosporas.

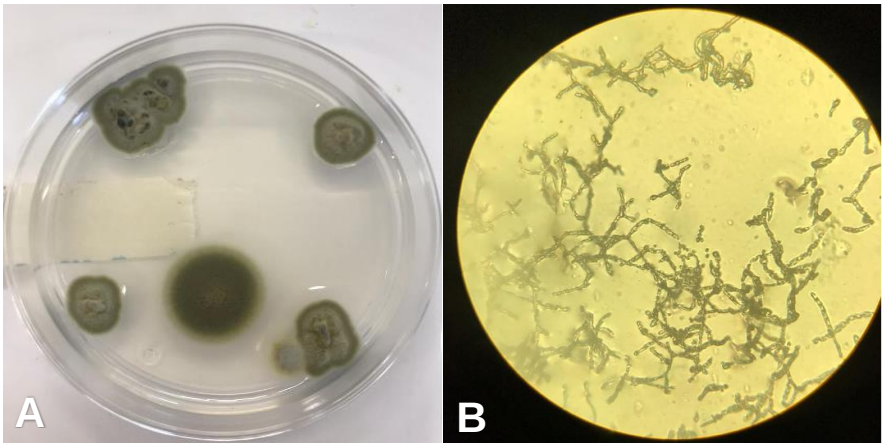


Figura 11. A- *Alternaria spp.* en agar PDA con 4 días de crecimiento. B- Dictioconidios de *Alternaria spp.* observados a microscopio 40x (Fuente propia).

Fusarium spp.

El aislamiento de este moho se realizó a partir de lesiones acuosas presentes en el fruto, en un principio su estado fisiológico no se consideraba el mejor, pues se requirió de hasta 7 días para obtener un crecimiento óptimo, situación que cambió tras varias resiembras logrando un crecimiento adecuado a partir de los tres días a temperatura ambiente. La producción de esporas requerida para el ensayo se alcanzaba a partir del quinto día.

El moho en un principio mostraba un color blanquecino, pero con el transcurso de los días se tornaba de tonos rosa-violáceos (Figura 12-A), de igual forma al reverso de la placa se mostraba un pigmento con los mismos tonos. La consistencia de la colonia fue seca, algodonosa y vellosa, de manera que todos los datos recopilados se acoplaron a las descripciones del género que se expuestas por Seifert et al., 2001. Después de revisar varias preparaciones no se identificó la célula basal en forma de pie que se manifiesta en algunas especies del género a consecuencia de que los macroconidios estuvieron ausentes. Por el contrario, en la Figura 12-B se observan los microconidios con forma elipsoidal, oval, hialinos, sin embargo, no se pudo observar los septos característicos, aunque según referencias bibliográficas (Carrillo, 2003) pueden o no presentarlos.

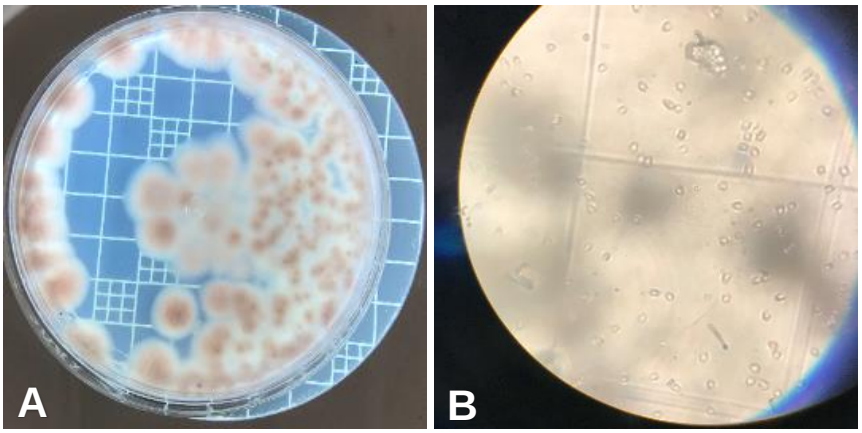


Figura 12. A- *Fusarium spp.* en agar PDA a los 6 días de crecimiento, B- Microconidios de *Fusarium spp.* vistos al microscopio (Fuente propia).

Rhizopus spp.

Este fue aislado a partir de jitomates con un grado de putrefacción sumamente alto, se produjo la ruptura del fruto y liberación de contenido al exterior, el crecimiento a partir del inóculo fue rápido, pues se manifestó a partir del tercer día considerablemente, alcanzando la esporulación requerida a partir del cuarto día. El moho se extendió en toda la superficie de la placa (Figura 13-A), en los primeros 3 días de crecimiento se mantenía de color blanco en su totalidad, a partir del cuarto día se comenzaban a formar pequeños puntilleos negruzcos hacia la parte de la tapa, de modo que esto nos permitió deducir la

presencia de un micelio de tipo aéreo, pues dicho puntilleo resultó producto de la acumulación de esporas.

En la Figura 13-B, se muestra la estructura de reproducción especializada de los mohos pertenecientes al género *Rhizopus* el esporangio (Arenas, 2014) el cual es un saco membranoso que contiene a las endosporas, es por ello que es posible observar irregularidades en la forma, aunque también se pueden encontrar columnelas con una forma más ovoide y uniforme. Después de algunos días de crecimiento estas endosporas fueron expulsadas del esporangio, las cuales presentaron una forma redonda y son hialinas.

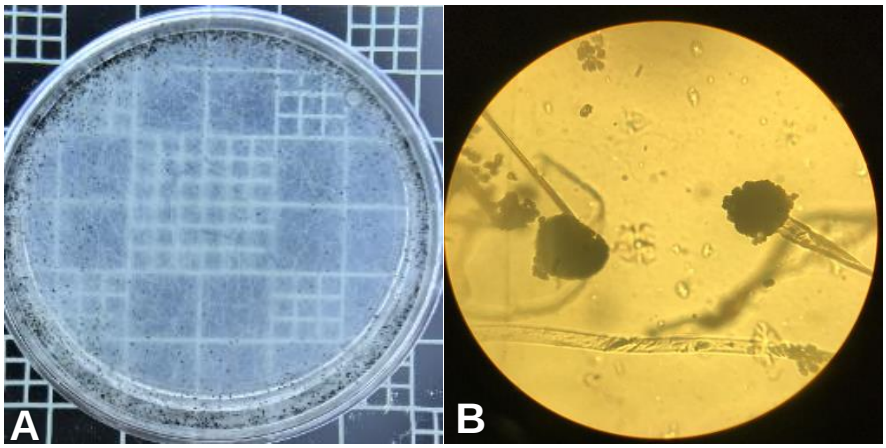


Figura 13. A-*Rhizopus spp.* en agar PDA a los 5 días de crecimiento, B- Endosporas dentro del esporangióforo a los tres días de crecimiento 40x (Fuente propia).

8.2 Cinéticas de crecimiento y parámetros del modelo.

8.2.1 Cinética de crecimiento *Alternaria spp.*

Alternaria spp. es un hongo de crecimiento rápido (Villagrán et al., 2015) crece en cinco días, sin embargo, su estado fisiológico óptimo de esporulación se alcanzó en días posteriores, ataca plantas de tipo solanáceas, aunque se ha visto que tiene preferencia por cultivos como el jitomate y la papa, en el primero puede afectar el tallo, hojas y frutos (PDH, 2006).

Como se observa a continuación, en la Figura 14 el tratamiento control (TX1) mostró el mayor crecimiento del moho con el transcurrir de los días. Por el contrario, los tratamientos que utilizaron la UV-C como única fuente de luz (TX3, TX5) resultaron ser los mejores para inducir una repuesta que redujera la presencia del moho en el fruto, aunque al final del periodo de incubación el TX5 muestra el mayor descenso en la cantidad del moho. De manera distinta los tratamientos que utilizaron luz azul como única fuente de luz (TX 2, TX7) muestran una menor capacidad para favorecer la resistencia del fruto a la infección por el moho, aunque si se comparan entre sí el TX7 muestra mayor efectividad al transcurrir el tiempo con respecto TX2 hasta un límite, a partir del cual nuevamente comienza el desarrollo del moho para finalmente presentar un mayor número de UFC respecto a este último tratamiento.

Para el caso de las combinaciones (TX4, TX6, TX8 y TX9) presentan comportamientos variables entre sí, sin embargo, en su mayoría muestran un descenso inicial y posterior aumento del conteo en su curva de crecimiento. A pesar de esto, teniendo como base la disminución del conteo de UFC se puede considerar a partir de la gráfica al TX6 como el más adecuado dentro de este grupo, ya que a pesar de que se produce un aumento al final no es tan drástico como el que presentan los demás. Contrariamente el tratamiento 9, es el que muestra la menor capacidad para estimular al fruto, ya que a partir del sexto día nuevamente comienza a desarrollarse.

En la Tabla 10, se anexan los resultados correspondientes a los parámetros del modelo utilizado. Para este caso, se realizó un corte a los nueve días ya que en promedio es el momento en que después de disminuir, comienzan a aumentar los valores de UFC en casi todos los tratamientos, de modo que al tomar este punto de referencia se puede observar que son 7 los tratamientos que desencadenan la disminución de la presencia del moho en el fruto, mientras que un par permiten que siga creciendo sin reducir el conteo de UFC. El tratamiento que generó la mayor disminución fue en el que se utilizaron 2.5 min de UV-C, por otro lado, después del control, el tratamiento con una dosis de 10 min de luz azul mostró ser el menos efectivo. Del lado de las combinaciones la mejor fue la que utilizó 5 minutos de cada una de las luces.

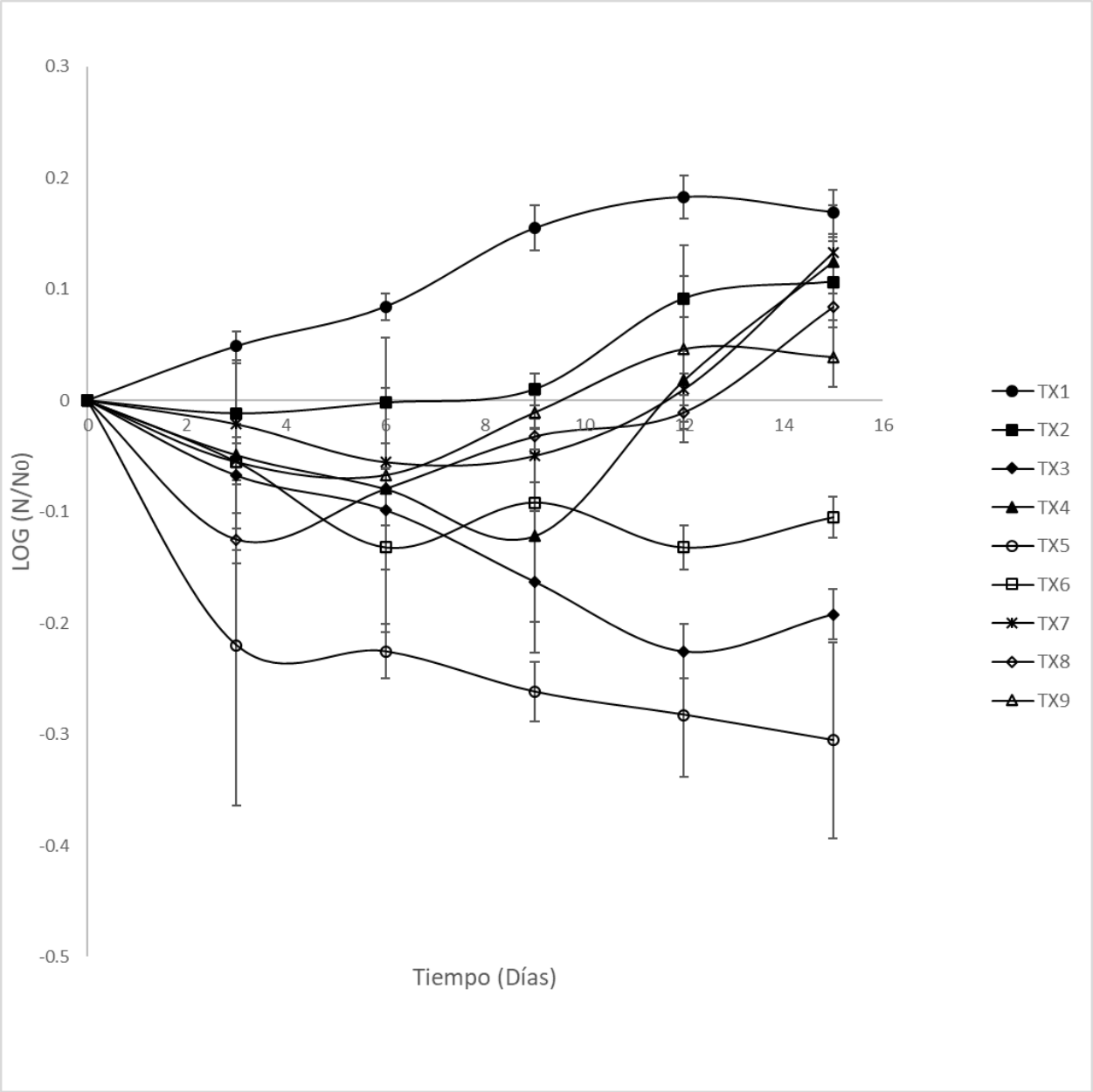


Figura 14. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Alternaria spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones.

Tabla 10. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Alternaria spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente.

Tratamiento	*b*	*n*	R^2
5	$0.184^{a} \pm 0.002$	$0.148^{h} \pm 0.005$	0.998
8	$0.119^{b} \pm 0.006$	$0.110^{i} \pm 0.027$	0.944
7	$0.014^{c} \pm 0.000$	$0.630^{f} \pm 0.044$	0.893
9	$0.045^{c, d} \pm 0.000$	$0.262^{g} \pm 0.002$	0.999
3	$0.025^{d, e} \pm 0.000$	$0.823^{c} \pm 0.014$	0.992
4	$0.019^{e} \pm 0.000$	$0.834^{b} \pm 0.074$	0.998
6	$0.053^{e} \pm 0.000$	$0.329^{d} \pm 0.046$	0.915
2	$-0.007^{f} \pm 0.000$	$0.455^{e} \pm 0.028$	0.956
1	$-0.011^{f} \pm 0.000$	$1.157^{a} \pm 0.021$	0.990

Nota. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p<0.05$).

Al tratarse de un moho pigmentado se hubiera esperado una mayor resistencia con respecto a los otros dos mohos de acuerdo a lo descrito por Ingram et al (1980). Sin embargo, al no ser sometido directamente al efecto de la luz, lo que se pone de manifiesto en este caso, es su capacidad de resistencia a las respuestas inducidas en el fruto a consecuencia del estrés abiótico generado con las diferentes luces. De manera general en la Figura 14, es perceptible que en la mayoría de los tratamientos se produce un descenso de las UFC de este moho, hasta un periodo de tiempo promedio de 9 días donde comienza nuevamente el aumento en el conteo, de modo que al final el comportamiento de algunos tratamientos resultó cercano al TX1.

Este comportamiento de descenso y posterior ascenso podría ser explicado en una primera instancia en lo descrito por Liu et al (1993) que mencionan la aparición de cambios en la firmeza del jitomate ocasionados por la disminución inicial en la actividad de las enzimas que pueden degradar la pared celular, de modo que se produce un retraso en la maduración, por lo que mantiene un estado fisiológico adecuado por un periodo de tiempo, este efecto es también conocido como hormético el cual hace que tejido vegetal presente un determinado grado de resistencia contra fitopatógenos.

Además, se produce acumulación y producción de compuestos antifúngicos como polifenoles y flavonoides en el fruto, lo cual por ende ocasiona la muerte del moho (Rivera et al., 2007). A pesar de este efecto de inhibición y retraso de la senescencia de manera inicial Maharaj et al (1999) comentaron que el retraso de la misma en el jitomate es generalmente hasta por un máximo de 7 días, de modo que con el paso del tiempo entran en juego diferentes factores como pérdida de agua, textura, oxidaciones, y otras reacciones bioquímicas; los cuales permiten que el fruto ceda a la infección permitiendo al moho un mejor desarrollo al no contar con esos mecanismos de resistencia de los días iniciales.

Muchos de los valores correspondientes al parámetro B en la Tabla 10, no muestran diferencias significativas ($p>0.05$), lo que podría indicar que entre esos tratamientos no importa cuál sea elegido, el resultado sería bastante parecido. Se observa que menores tiempos de UV-C resultan más efectivos para producir una respuesta que disminuya la presencia del moho con respecto a exposiciones prolongadas a ese mismo tipo de luz. El mismo fenómeno se puede deducir para el caso de la luz azul de modo que menores tiempos de exposición bastarían para estimular la producción de flavonoides (Nascimento et al., 2013) cuya concentración adecuada actúa como antifúngico en el alimento. La mejor combinación corresponde al TX8, sin embargo, de existir sinergia no es la suficiente para lograr acercarse a la respuesta obtenida en el TX5.

8.2.2 Cinética de crecimiento *Fusarium spp.*

Fusarium spp. es un moho que mayormente afecta a las hojas, tallos y raíces de la planta del jitomate (PDH, 2006), por lo que tiene reservas para su adaptación y supervivencia en el fruto por sus factores intrínsecos, aunque después de realizar los ensayos se pudo observar que tras un periodo de adaptación de unos tres días en promedio el moho respondía bastante bien elevando sus números en el conteo de UFC en el tratamiento control (TX1).

De acuerdo con lo que se presenta en la Figura 15 se puede decir que, en todos los tratamientos, salvo el control, se produce un descenso del moho en diferente proporción. Nuevamente aquellos tratamientos en los que solo se utilizaron UV-C mostraron la mayor capacidad inductiva sobre el fruto, disminuyendo la cantidad del moho en casi un ciclo

logarítmico con respecto al control, aunque la combinación correspondiente al TX8, también muestra buenos resultados. Del lado de los tratamientos que solo utilizaron luz azul el TX7 mostró una mayor efectividad para inducir una respuesta en el fruto, a pesar de presentar de manera inicial y final una subida en la cantidad de UFC con respecto al TX2, ya que como se puede apreciar en los puntos intermedios es considerable la diferencia de capacidad reductiva.

Evaluando los tratamientos que utilizan combinaciones de las luces, tal como se mencionó anteriormente, el que utilizó 5 minutos de cada luz fue el más efectivo, mientras que el TX9 mostró la menor efectividad, basándonos en que llega a un punto en que la cantidad de UFC se mantiene, de modo que la disminución no resulta tan significativa. A diferencia de este, en el TX4 que podría ser considerado también de baja efectividad, se producen pequeñas reducciones de las UFC del moho, mostrando una tendencia constante a la baja salvo el último día en que se produce un aumento. Por su lado el TX6, en el que se producen oscilaciones a lo largo de la curva, el número de UFC disminuye tentativamente medio ciclo logarítmico con respecto al tratamiento control.

El análisis de varianza de los valores de B (Tabla 12), muestra una relación al panorama general que se presenta en la Figura 15, en el sentido de que todos los tratamientos salvo el control presentan valores positivos para el mismo, lo que indica que producen una disminución en la concentración de moho, salvo el control que tiene signo negativo, que de manera implícita indica que se está desarrollando el moho al no ser sometido el fruto a ningún tipo de irradiación. El tratamiento con el mayor valor de B es la combinación que utiliza 5 minutos de cada luz, por el contrario, el tratamiento distinto al control con el menor valor para este parámetro utiliza luz de tipo azul por un tiempo de 5 minutos. Para el caso de la UV-C muestra un mejor valor para esta cuestión el que utiliza un tiempo de 5 minutos.

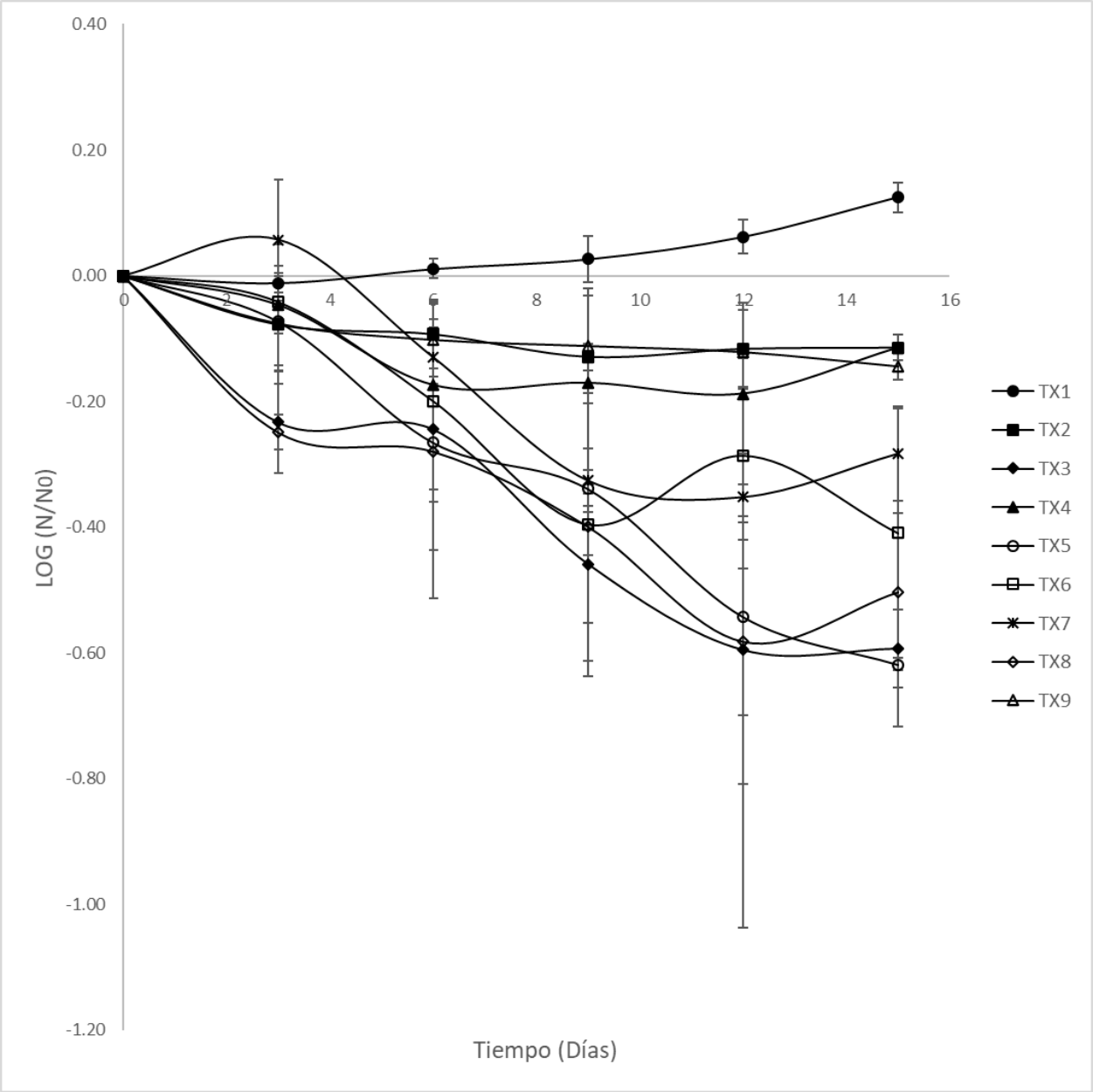


Figura 15. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Fusarium spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones.

Tabla 11. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Fusarium spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente.

Tratamiento	*b*	*n*	R^2
8	$0.123^{a} \pm 0.004$	$0.553^{f} \pm 0.015$	0.965
3	$0.087^{b} \pm 0.000$	$0.731^{e} \pm 0.016$	0.974
2	$0.064^{c} \pm 0.000$	$0.239^{h} \pm 0.011$	0.967
9	$0.054^{d} \pm 0.000$	$0.337^{g} \pm 0.003$	0.997
4	$0.048^{e} \pm 0.000$	$0.551^{f} \pm 0.018$	0.950
6	$0.045^{f} \pm 0.000$	$0.824^{d} \pm 0.033$	0.918
5	$0.033^{g} \pm 0.000$	$1.097^{c} \pm 0.013$	0.991
7	$0.007^{h} \pm 0.000$	$1.606^{b} \pm 0.072$	0.923
1	$-0.000^{i} \pm 0.000$	$2.907^{a} \pm 0.031$	0.993

Nota. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p<0.05$).

La adaptación inicial del moho al jitomate presente en el TX1 podría indicar su sensibilidad al ambiente que representa el fruto de manera inicial, concretamente el pH, ya que Carrillo (2003) menciona que los mohos pertenecientes a este género en promedio se desarrollan bien a rangos de pH de 5 – 7.5; mientras que, en Kirk et al. (2006) se afirma que el valor del mismo en el jitomate se encuentra fuera de este rango.

Sin embargo, su posterior crecimiento permite descartar que dicha sensibilidad sea suficiente para interferir con los resultados. El descenso en técnicamente todos los tratamientos es lo que permite adjudicarle la cualidad a este moho de ser el menos resistente a la respuesta generada en el fruto por efecto de la luz, poniendo de manifiesto la acción indirecta que este tipo de tratamientos puede ejercer sobre los microorganismos, ya que en este caso permite al jitomate generar resistencia a la infección por este moho, posiblemente ocasionado por el incremento en la producción y concentración de los diferentes compuestos con efecto antifúngico (Rivera et al., 2007); pues a diferencia de *Alternaria spp.* no se muestra una reacción tan clara descenso, adaptación y posterior multiplicación.

La Tabla 11, muestra que existen diferencias estadísticamente significativas entre todos los tratamientos. Se deduce que para este moho es más efectivo un periodo prolongado de irradiación con cualquiera de las dos luces para desencadenar una respuesta que ocasione mayor resistencia a la infección. El TX8 fue el que presentó la mayor disminución en el conteo de UFC, combinando ambas luces, lo que podría decir que en este caso se da una buena sinergia entre estos factores, pudiendo ser considerado un efecto de tipo aditivo, ya que al sumar los valores de B obtenidos de forma independiente para cada una de las luces el resultado es cercano al que se obtiene por la combinación.

8.2.3 Cinética de crecimiento *Rhizopus spp.*

Rhizopus spp. es un hongo generalmente nativo del fruto, por lo que encontraría en este el medio adecuado para su desarrollo óptimo, ocasionando una podredumbre blanda y se encuentra dentro de los principales fitopatógenos del jitomate (Notario et al., 2012). De primera impresión se puede inferir a partir de la Figura 16, que el tratamiento control (TX1) fue el que permitió el mejor desarrollo para el moho, analizando los demás, se observan reducciones de proporción variable con respecto a este tratamiento, se puede destacar que ninguno permite que se eleve a valores iguales o por arriba del control, sin embargo, es notorio que el moho continúa su desarrollo tras una reducción inicial en la mayoría de los ensayos.

Los tratamientos en los que solo se utilizó UV-C una vez más figuran como los que presentan la mayor capacidad inductiva en el fruto y es en consecuencia de ello que se ocasione el descenso en las UFC del moho desde el día tres hasta el final del periodo de incubación en poco más de un ciclo logarítmico con respecto al control. Entre estos dos tratamientos, el TX5 fue el mejor, lo que indica que a pesar de ser un tiempo corto de exposición se genera suficiente estrés en el fruto para resistir el desarrollo de este moho.

Realizando una comparación entre los tratamientos en los que solamente fue utilizada la luz azul, es perceptible que el TX7 resultó ser mucho más efectivo en la reducción con respecto al TX2, se reduce hasta lo que parece un límite posterior a los 12 días donde comienza el desarrollo del moho. Por otra parte, el TX2, muestra un efecto que desde el principio fue mínimo, pues, aunque se disminuyen los valores de UFC, no fue tan drástico

como al inicio del resto de los tratamientos, volviéndose notorio que a partir del día 3 se vuelve a desarrollar el moho.

Revisando las combinaciones, se puede observar que para los TX6 y TX9 hay bastante parecido a la hora de buscar elegir alguno como el mejor, aunque son ciertas oscilaciones las que marcan sus puntuales diferencias, de modo que el TX9 mantiene menores cantidades del moho inicialmente que al final se incrementan, ocurriendo lo contrario en el TX6. Los resultados menos favorables los corresponden al TX8, pues se puede ver como al inicio logra reducir la carga para posteriormente aumentarla de manera considerable entre cada uno de los días en que se realizaron las mediciones.

La Tabla 12 muestra que existen nuevamente diferencias significativas ($p<0.05$) para todos y cada uno de los tratamientos, sin embargo, el que la mayoría de los valores sean negativos se correlaciona en gran proporción con lo observado en el gráfico, lo cual indica que solamente en dos tratamientos se está produciendo el descenso en la concentración del moho. Curiosamente, al ver el valor absoluto de cero en uno de los tratamientos, se puede decir que se encuentra en un punto intermedio, es decir no mata en cantidades considerables al moho, pero tampoco permite su desarrollo exponencial, por lo que se podría considerar que se está presentando un efecto de tipo fungistático en lugar de fungicida en el fruto.

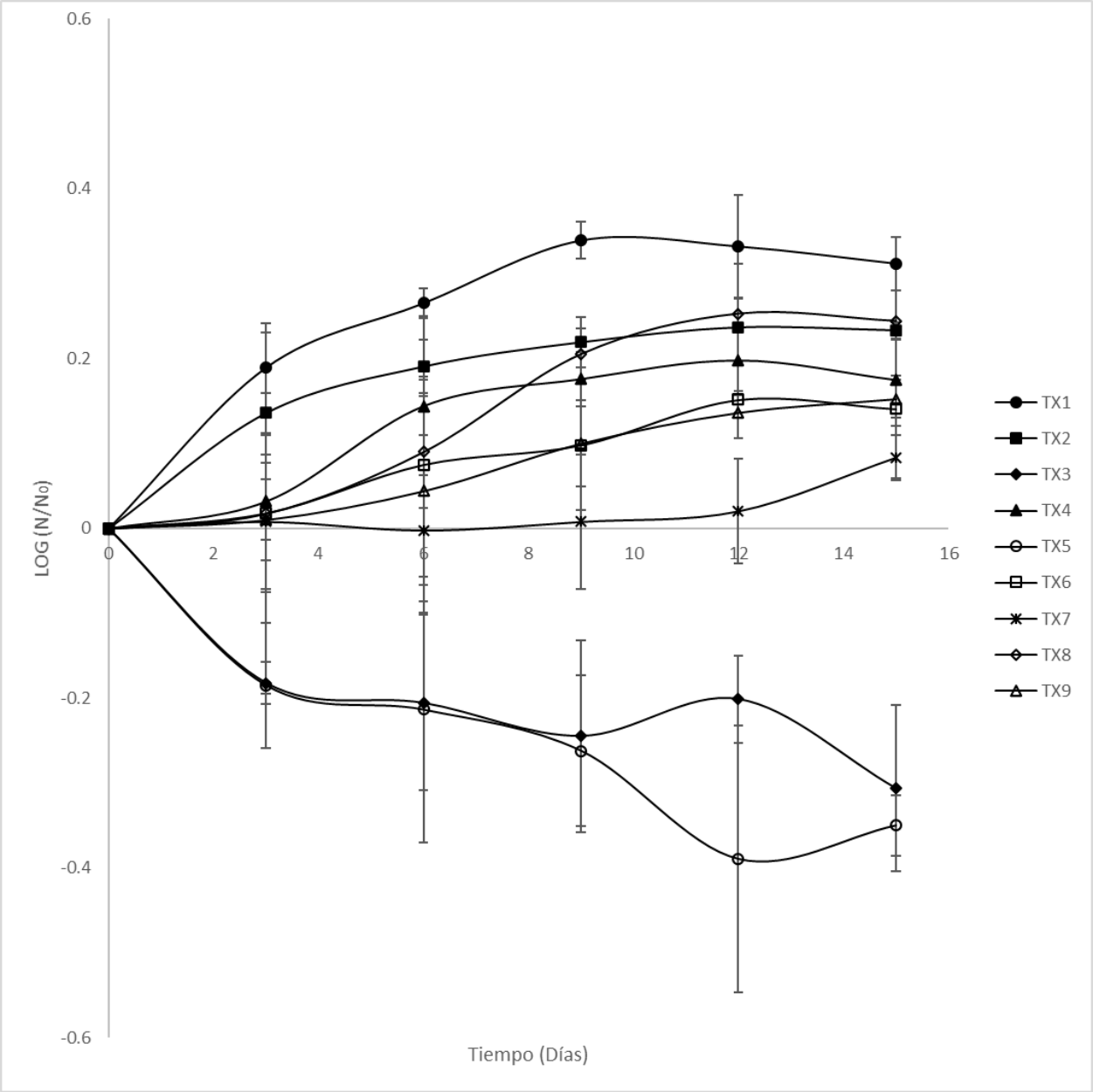


Figura 16. Cinética de almacenamiento por 15 días a temperatura ambiente de jitomate *(Solanum lycopersicum var uva)* inoculado con *Rhizopus spp.* tratado con luz azul, UV-C y sus combinaciones.

Tabla 12. Parámetros del modelo para cada tratamiento con luz azul, UV-C y sus combinaciones para *Rhizopus spp.* inoculado en jitomate (*Solanum lycopersicum* var uva) después de 15 días de almacenamiento a temperatura ambiente.

Tratamiento	*b*	*n*	R^2
3	$0.127^{a} \pm 0.004$	$0.280^{i} \pm 0.013$	0.956
5	$0.092^{b} \pm 0.003$	$0.517^{f} \pm 0.013$	0.972
7	$-0.000^{c} \pm 0.000$	$5.668^{a} \pm 0.066$	0.996
9	$-0.006^{d} \pm 0.000$	$1.241^{b} \pm 0.023$	0.978
6	$-0.015^{e} \pm 0.000$	$0.866^{d} \pm 0.020$	0.969
8	$-0.019^{f} \pm 0.000$	$0.996^{c} \pm 0.029$	0.953
4	$-0.038^{g} \pm 0.000$	$0.620^{e} \pm 0.026$	0.923
2	$-0.107^{h} \pm 0.001$	$0.307^{g} \pm 0.005$	0.993
1	$-0.156^{i} \pm 0.034$	$0.291^{h} \pm 0.009$	0.977

Nota. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p<0.05$).

Basándonos conjuntamente en el comportamiento presentado en el gráfico y los resultados obtenidos para B, este moho resultó ser el más resistente a la respuesta que se puede producir en el interior del fruto después de someterse a la luz, pues se continúa desarrollando con el transcurso del tiempo de incubación. Probablemente esta respuesta estaría determinada porque los compuestos de tipo fitoalexinas o poliaminas que favorecen la resistencia del tejido vegetal de acuerdo a Liu et al. (1993) no se sintetizaron o acumularon en la concentración necesaria para contrarrestar la enfermedad por el moho.

Si bien, esta tecnología en diferentes estudios ha mostrado tener cierta efectividad para inhibir al moho, uno de ellos realizado por Andrade et al. (2012), pone de manifiesto que, para inhibir el crecimiento de este moho con esta tecnología, resultan necesarias dosis más elevadas con respecto a los demás fitopatógenos. En otro estudio realizado por Stevens et al. (1988) atribuyeron el retraso en la maduración a los altos niveles de putrescina y espermina encontrados en el tejido, aunque al mismo tiempo observaron un aumento en el alcaloide llamado tomatina en el fruto, que después de haber transcurrido

72 horas de tratamiento se correlacionó con la tolerancia a *Rhizopus stolonifer* en ese caso.

De acuerdo a los valores presentados en la Tabla 12, para este caso los tratamientos que solamente utilizan UV-C son los únicos que ocasionan disminución del moho y a su vez se obtiene un mejor rendimiento cuando se somete al jitomate a un tiempo prolongado con esta luz, lo cual era de esperar de acuerdo a lo previamente expuesto. Teniendo en cuenta el efecto fungistático que se presenta en el caso TX7, se puede observar que menores tiempos de luz azul son mejores que tiempos prolongados, ya que después del control es el TX2 el que permite mayor desarrollo del moho.

Los resultados en materia de las combinaciones sugieren que no son adecuadas para considerarse entre las mejores opciones para ocasionar una respuesta en el fruto, ya que, por el contrario, se obtienen mejores resultados al ser utilizadas por separado cada una de las luces que en combinación, por lo que se descartaría algún efecto sinérgico o aditivo.

9. CONCLUSIONES

Es posible realizar el aislamiento e identificación de mohos deterioradores en productos vegetales mediante la siembra por puntos y el microcultivo, logrando conocer el género al que pertenecen. Se considera poco adecuado para conocer la especie, para lo cual serían necesarias técnicas moleculares.

De manera general para el caso de los tres mohos, los tratamientos que utilizan solamente luz UV-C para inducir una respuesta en el fruto muestran mejores resultados con respecto a aquellos que utilizan luz azul.

Alternaria spp. expone una capacidad adaptativa al aumentar el conteo de UFC, posterior a una disminución inicial y a un periodo de tiempo aproximado de nueve días, se podría decir que hay un retraso en la aparición de signos de deterioro por efecto del mismo.

Fusarium spp. es el moho menos resistente al efecto de la luz sobre el jitomate, ya que sin importar el tratamiento disminuye el conteo de UFC a medida que transcurre el tiempo.

Rhizopus spp. solamente es sensible de manera considerable al efecto de la UV-C sobre el jitomate, siendo el más resistente al elevar el número de UFC tras un periodo mínimo de tres días.

El uso de tecnología con luz azul, UV-C o su combinación no muestra ser suficientemente efectivo para ser considerado una opción como tratamiento postcosecha del jitomate contra el efecto de microorganismos deterioradores, salvo el caso de *Fusarium spp.* para el cual se podría generar cierto grado de resistencia por parte del fruto.

10. SUGERENCIAS

Evaluar el efecto de la luz azul, UV-C y sus combinaciones sobre la actividad de enzimática involucrada en procesos de degradación de la pared celular que ocasionan el proceso hormético.

Evaluar el efecto de la luz azul, UV-C y sus combinaciones sobre otros microorganismos deterioradores aislados a partir de jitomate uva. Se sugieren: *Colletotrichum spp., Botrytis spp. y Penicillium spp.*

Evaluar y dilucidar posibles mecanismos de resistencia presentados por *Rhizopus spp.* al efecto de las diferentes luces, buscando mejores dosis para su inactivación en jitomate uva.

Evaluar la capacidad de la luz azul, UV-C y sus combinaciones para retrasar la senescencia y aumentar la vida en anaquel del jitomate uva.

Evaluar el efecto de la luz azul, UV-C y sus combinaciones sobre los componentes antioxidantes y capacidad antioxidante en el jitomate uva (*Solanum lycopersicum var uva)*, a fin de determinar las dosis más adecuadas para favorecer la producción y concentración de estos.

11. BIBLIOGRAFÍA

Aguilar-González, A. E., Palou, E., & López-Malo, A. (2015). Antifungal activity of essential oils of clove (*Syzygium aromaticum*) and/or mustard (*Brassica nigra*) in vapor phase against gray mold (*Botrytis cinerea*) in strawberries. *Innovative food science and emerging technologies*.

Aleixandre Benavent, J. L. (1997) *"Conservación de alimentos"* Institución. Universidad Politécnica de Valencia. Ed. Servicio de Publicaciones. Valencia, España.

Allende, A. Martínez, B., Selma, M.V., Gil, M.I., & Rodríguez, A. (2006) Bacteriocinas: agentes antimicrobianos en productos vegetales frescos cortados. Innovaciones Fisiológicas y Tecnológicas de la Maduración y Post-recolección de Frutas y Hortalizas.

Allende, A., Marín, A., Buendía, B., Tomás-Barberán, F., & Gil, M. I. (2007). Impact of combined postharvest treatments (UV-C light, gaseous O3, superatmospheric O2 and high CO2) on health promoting compounds and shelf-life of strawberries. *Postharvest Biology and Technology*.

Álvarez, R., & Delgadillo, S. F. (2004). Enfermedades del Tomate y chile Bell. In Memorias del IV Simposio Nacional de Horticultura. Invernaderos: Diseño, Manejo y Producción. Torreón, Coah, México (Vol. 72).

Andersen, B. *et al.,* (2001). Chemical and morphological segregation of *Alternaria alternata, A. gaisen* and *A. longipes*. Mycological Research.

Andrade-Cuvi, M. J. et al., (2012). Efecto de la radiación UV-C sobre el desarrollo de *Rhizopus spp.* y *Phytophthora spp.* en la naranjilla (solanum quitoense) (Bachelor's thesis, universidad tecnologica equinoccial. facultad: ciencias de la ingeniería).

Antognoni, F., Zheng, S., Pagnucco, C., Baraldi, R., Poli, F., & Biondi, S. (2007). Induction of flavonoid production by UV-B radiation in *Passiflora quadrangularis* callus cultures. *Fitoterapia*.

Arenas Guzmán, R. (2014). *Micología: médica ilustrada*. McGraw-Hill Interamericana.

Ávila-Sosa, R., Ávila-Crisóstomo, E., Reyes-Arcos, E. A., Cid-Pérez, T. S., Navarro-Cruz, A. R., & Ochoa-Velasco, C. E. (2017). Effect of blue and UV-C irradiation on antioxidant compounds during storage of Hawthorn (*Crataegus mexicana). Scientia Horticulturae*.

Ballester, A. R., & Lafuente, M. T. (2017). LED Blue Light-induced changes in phenolics and ethylene in citrus fruit: Implication in elicited resistance against *Penicillium digitatum* infection. *Food chemistry*.

Barbosa-Cánovas, G.V., Pothakamury, U., Palou, E., & Swanson, B. (1999). Conservación No Térmica de Alimentos. Ed. Acribia.

Barboza-Corona, J. E., Vázquez-Acosta, H., Hernández, R. S., & Bautista-Justo, M. (2004). *Probióticos y conservadores naturales en alimentos*.

Barreto, J. D. *et al*., (2002). Manual del cultivo de tomate tipo milano, pimentón, maíz dulce y fríjol en el sistema de siembra en camas plastificadas, bajo las condiciones agroecológicas de la Meseta de Ibagué. Colciencias, Cooperativa Serviarroz, Corpoica, Sena. Ibagué.

Bartz, J. A., & Brecht, J. K. (2005). Postharvest physiology and pathology of vegetables 92nd ed. Taylor & Francis e-library. EE.UU. 816 p.

Beristain-Bauza, S. C., Palou, E., & López-Malo, A. (2012). *Bacteriocinas: antimicrobianos naturales y su aplicación en los alimentos.* Temas selectos de ingeniería de alimentos.

Bernácer, R. (2020). *Tomate nutritivo, sano y bajo en calorías.* Revista Salud y Bienestar. Universidad de Barcelona. Barcelona, España.

Beuchat, L.R. & Golden, D.A. (1989). *Antimicrobials occurring naturally in foods***.** Food Technol.

Blanco, C.A., Gómez, M., Ronda, F., & Caballero, P.A. (2006). Técnicas Avanzadas de Procesado y conservación de alimentos. Ed. Universidad de Valladolid.

Bolton, J. R., Cotton, C. (2001) Ultraviolet Applications Handbook. Segunda edición. Americana Water Works Association, EE.UU.

Bonifaz, A. (2012). *Micología médica básica* (pp. 179-196). México: McGraw-Hill.

Borguini, R. G., & Ferraz da Silva Torres, E. A. (2009). Tomatoes and tomato products as dietary sources of antioxidants. *Food Reviews International*.

Brennan, J. (1998). *Las operaciones de la ingeniería de alimentos.* ED. Acribia. Zaragoza, España.

Calderón García, T. (2000). La irradiación de alimentos. Principios, realidades y perspectivas de futuro. Ed. McGraw-hill. Madrid, España.

Carrillo, L. (2003). *Los hongos de los alimentos y forrajes*. Universidad Nacional de Salta, Argentina.

Casp-Vanaclocha, A. (2003). *"Procesos de conservación de alimentos ",* Madrid Antonio Madrid Vicente. Ed. Mundi-Prensa

Civello, P. M., Vicente, A. R., & Martínez, G. A. (2006). UV-C technology to control postharvest diseases of fruits and vegetables. *Recent advances in alternative postharvest technologies to control fungal diseases in fruits and vegetables*.

CODEX Alimentario Argentino. CAA. (2006). Capítulo 3. Artículo #174 *"Código de Prácticas de Funcionamiento de Instalaciones de Irradiación de Alimentos Destinados al Consumo Humano".* Ed. De la Canal y Asociados.

Cubero, N, Monferrer, A & Villalta, J. (2002). *Aditivos alimentarios*. AMV Ediciones. Madrid, España.

Desrosier N. (2002*). "Conservación de alimentos".* Ed. CECSA. New York City, USA.

Domínguez, L. & Parzanese, M. (2011). Luz ultravioleta en la conservación de alimentos. Revista Alimentos Argentinos.

Doyle, M. *et al*., (2003). "*Microbiología de los Alimentos: Fundamentos y Fronteras".* Ed. Acribia. Zaragoza, España

Duckworck D. (1966). *"Frutas y Hortalizas".* Ed. Acribia. Zaragoza, España

FAO. (2016). Oficina regional para América Latina y el Caribe. Pérdidas y desperdicios alimentarios en América Latina y el Caribe. Tercer boletín anual.

Feng, X., Shi, L., Chen, W., Cao, S., Su, X., & Yang, Z. (2014). Effect of blue light treatment on fruit quality, antioxidant enzymes and radical-scavenging activity in strawberry fruit. *Scientia Horticulturae*.

Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura. FIRA. (2016). *Panorama Agroalimentario: Tomate Rojo.* Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial. Secretaría de Hacienda y Crédito Público. Ciudad de México, México.

Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura. FIRA. (2019). *Panorama Agroalimentario: Tomate Rojo.* Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial. Secretaría de Hacienda y Crédito Público. Ciudad de México, México.

Fierro, J. A. C. (2008). *Detección y Caracterización Molecular de Fitoplasmas en Híbridos Comerciales de Tomate y Hospedantes Alternos en Sinaloa.* Instituto Politécnico Nacional. Ciudad de México, México. Disponible en: http://www.cienciasinaloa.ipn.mx:80/jspui/handle/123456789/196

Frazier, W. C. & Westhoff, D. C. (1988). *Microbiología de los alimentos*. Ed. Acribia. Zaragoza, España.

García Breijo, F. J. (2003). *Descripción y Generalidades de las Bayas.* Curso de Hortofruticultura. Universidad Politécnica de Valencia. Valencia, España

Gleason, M. L., & Edmunds, B. A. (2005). Tomato diseases and disorders. Iowa State University, University Extension

Gómez-López, V. M. (Ed.). (2012). *Decontamination of fresh and minimally processed produce*. John Wiley & Sons.

Guerrero-Beltrán, J. A., Welti-Chanes, J., & Barbosa-Cánovas, G. V. (2009). Ultraviolet-C light processing of grape, cranberry and grapefruit juices to inactivate Saccharomyces cerevisiae. *Journal of Food Process Engineering*.

Guillén-Arco, A. F., García-Pastor, M. E., (2018). *Introducción a los Métodos de Conservación de Alimentos: Desarrollo Histórico.* Curso de Conservación de Alimentos. Grado en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Universidad Miguel Hernández de Elche. Escuela Politécnica Superior de Orihuela.

Harrigan, W. F., & Park, R. W. A. (1991). *Making safe food* (pp. 20-35). London: Academic Press.

Hayes P. R. *et al*., (1995). "*Microbiología e Higiene de los Alimentos".* Ed. Acribia. Zaragoza, España

Hernández-Urzúa, M. A. (2016) "*Microbiología de alimentos: Fundamentos y Aplicaciones en Ciencias de la Salud".* Ed. Médica Panamericana. Ciudad de México, México.

Hogewoning, S. W., Trouwborst, G., Maljaars, H., Poorter, H., van Ieperen, W., & Harbinson, J. (2010). Blue light dose–responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of experimental botany*.

Ilahy, R., Hdider, C., Lenucci, M. S., Tlili, I., & Dalessandro, G. (2011). Phytochemical composition and antioxidant activity of high-lycopene tomato (*Solanum lycopersicum L.)* cultivars grown in Southern Italy. Scientia Horticulturae.

Ingram, M., & Roberts, T. A. (1980). Ionizing irradiation. *Microbial ecology of foods*.
Jamieson M. *et al*., (1975). *"Manejo de los Alimentos"* Vol. #1 "Ecología del almacenamiento". Ed PAX. Ciudad de México, México.

Jaramillo N., J. E. (2001). El manejo agronómico de cultivos como herramienta de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades tendientes a la producción limpia de hortaliza. En: Hortalizas: plagas y enfermedades. Compendio de eventos 1. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria —Corpoica—. Sociedad Colombiana Entomológica —Socolen—. pp. 5-21.

Jay J. *et al*., (2012). "*Modern Food Microbiology"*. Ed. Springer. 7ª edición. California, USA.

Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. N., & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*.

Kader, A. A. (Ed.). (2011). *Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas*. UCANR Publications.

Kirk, R. S., Sawyer, R., Egan, H., Ortega, M. T. A., & Kirchner, O. G. (2006). *"Composición y Análisis de Alimentos de Pearson".* Ed CECSA. Ciudad de México, México

Lin, K. H., Huang, M. Y., Huang, W. D., Hsu, M. H., Yang, Z. W., & Yang, C. M. (2013). The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce *(Lactuca sativa L. var. capitata).* Scientia Horticulturae.

Linares, E., & Bye, R. (2016). El jitomate. *Artes de México*, (123), 34-41.

LIT Tecnología Ultravioleta. "*Tecnología de Desinfección UV".* Disponible en: https://www.lit-uv.com/es/technology/ accesada 22/04/20.

Liu, J., Stevens, C., Khan, V. A., Lu, J. Y., Wilson, C. L., Adeyeye, O., ... & Droby, S. (1993). Application of ultraviolet-C light on storage rots and ripening of tomatoes. *Journal of food protection*.

Long, J. (1995). De tomates y jitomates en el siglo XVI. *Estudios de cultura náhuatl*.

López-Díaz A. S., Palou, E., & López-Malo, A. (2012). *Radiación ultravioleta en jugos de frutas: Fundamentos y Aplicaciones.* Temas selectos de ingeniería de alimentos.

Lu, J., Charles, M. T., Vigneault, C., Goyette, B., & Raghavan, G. V. (2010). Effect of heat treatment uniformity on tomato ripening and chilling injury. Postharvest Biology and Technology.

Luengwilai, K., Beckles, D. M., & Saltveit, M. E. (2012). Chilling-injury of harvested tomato *(Solanum lycopersicum L.)* cv. Micro-Tom fruit is reduced by temperature pre-treatments. Postharvest Biology and Technology, 63(1), 123-128.

Ma, G., Zhang, L., Setiawan, C. K., Yamawaki, K., Asai, T., Nishikawa, F., ... & Kato, M. (2014). Effect of red and blue LED light irradiation on ascorbate content and

expression of genes related to ascorbate metabolism in postharvest broccoli. Postharvest Biology and Technology.

Madrid-Vicente, A. Madrid-Cenzano, J. (2000). *Los aditivos en los alimentos*. AMV ediciones y Ed. Mundiprensa. Madrid.

Maharaj, R., Arul, J., Nadeau, P., (1999). Effect of photochemical treatment in the preservation of fresh tomato (*Lycopersicon esculentum cv. Capello*) by delaying senescence. Postharvest Biol. Technol.

Mahovic, M. J., Sargent, S. A., Bartz, J. A., & Kan, E. E. L. (2007). Identificación y Control Postcosecha de las Enfermedades del Tomate en la Florida.

Mandigan M., Martinko J., Dunplan P., Clarck D. (2015). "*Brock. Biología de los microorganismos".* Ed. Pearson Addison Wesley. 14ª edición. Madrid, España

Matsuda R, Ohashi-Kaneko K, Fujiwara K, Kurata K. Analysis of the relationship between blue-light photon flux density and the photosynthetic properties of spinach *(Spinacia oleracea L.)* leaves with regard to the acclimation of photosynthesis to growth irradiance, Soil Science and Plant Nutrition.

Mendoza, E. *et al.,* (2010). "Bromatología: Composición y propiedades de los alimentos" Ed. Mc Graw Hill. Ciudad de México, México

Mescle, J. F., Borge oís, C. M., & Cuzca, J. (1994). Microbiología alimentaria: aspectos microbiológicos de la seguridad y calidad alimentaria. v. 1. Acribia. Zaragoza.

Nascimento, L. B., Leal-Costa, M. V., Coutinho, M. A., Moreira, N. D. S., Lage, C. L., Barbi, N. D. S., ... & Tavares, E. S. (2013). Increased antioxidant activity and changes in phenolic profile of *Kalanchoe pinnata* (Lamarck) Persoon (Crassulaceae) specimens grown under supplemental blue light. *Photochemistry and photobiology.*

Norma Oficial Mexicana NOM-111-SSA1-1994, Bienes y Servicios. Método para la cuenta de Mohos y Levaduras en alimentos.

Notario-Medellín, C. M., & Sosa-Morales, M. E. (2012). El jitomate (*Solanum lycopersicum L.):* aporte nutrimental, enfermedades post cosecha y tecnologías para su almacenamiento en fresco. Temas selectos de la Ingeniería en Alimentos.

Nychas, G.J.E. (1995). Natural Antimicrobials from plants**.** En: New Methods of food preservation. G.W. Gould (Ed.). Blakie Academia y Professional. Glasgow. p. 1-21. Citado en: Welti-Chanes *et al*., 1997.

Perera, C.O. y Yen, G. M. (2007). Functional properties of carotenoids in human health. International Journal of Foof properties.

Pérez-Ambrosio, A., Guerrero-Beltrán, J. A., Aparicio-Fernández, X., Ávila-Sosa, R., Hernández-Carranza, P., Cid-Pérez, S., & Ochoa-Velasco, C. E. (2018). Effect of blue and ultraviolet-C light irradiation on bioactive compounds and antioxidant capacity of habanero pepper (*Capsicum chinense*) during refrigeration storage. *Postharvest Biology and Technology*.

Pinheiro, J., Alegría, C., Abreu, M., Gonçalves, E. M., & Silva, C. L. (2015). Use of UV-C postharvest treatment for extending fresh whole tomato *(Solanum lycopersicum, cv. Zinac)* shelf-life. *Journal of food science and technology*.

Productores de Hortalizas. PDH. (2006) *"Guía de Identificación y Manejo: Plagas y Enfermedades del Tomate".* Meister Media Worldwide. California, USA

Reyes Jurado, F., Palou, E., & López-Malo, A. (2012). "*Vapores de aceites esenciales: alternativa de antimicrobianos naturales"*. Temas selectos de ingeniería de *alimentos*.

Reyes-Jurado, F., Navarro-Cruz, A. R., Méndez-Aguilar, J., Ochoa-Velasco, C. E., Mani-López, E., Jiménez-Munguía, M. T., & Avila-Sosa, R. (2019). High-Intensity Light Pulses to Inactivate Salmonella Typhimurium on Mexican Chia *(Salvia hispanica L.)* Seeds. Journal of food protection.

Rivas, L. M., & Mühlhauser, M. (2014). *Alternaria spp*. Revista chilena de infectología.

Rivera-Pastrana, D. M., Béjar, A. A. G., Martínez-Téllez, M. A., Rivera-Domínguez, M., & González-Aguilar, G. A. (2007). Efectos bioquímicos postcosecha de la irradiación UV-C en frutas y hortalizas. Revista Fitotecnia Mexicana.

Rodríguez-Sauceda, E. N., *et al*., (2011). Agentes antimicrobianos en la conservación de frutas y hortalizas. Universidad Autónoma Indígena de México. Revista Ra Ximhai. Sinaloa, México.

Sauceda, E. N. R. (2011). "*Uso de agentes antimicrobianos naturales en la conservación de frutas y hortalizas"*. Ra Ximhai: revista científica de sociedad, cultura y desarrollo sostenible.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. SAGARPA. (2010). "Monografías de Cultivo: Jitomate". Ciudad de México, México.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. SAGARPA. (2017). "Planeación Agrícola Nacional 2017-2030: Jitomate Mexicano".

Seifert, K. A., Samuels, G. J., & Nirenberg, H. I. (2001). Perithecial species of Fusarium. En *Fusarium. Paul E. Nelson memorial symposium* (pp. 1-15). American Phytopathological Society, St. Paul, MN.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (SIAP). *"Producción Agrícola".* 2012. Ciudad de México, México.

Shama, G. (2007). Process challenges in applying low doses of ultraviolet light to fresh produce for eliciting beneficial hormetic responses. *Postharvest Biology and Technology*, *44*(1), 1-8.

Stevens, C., Liu, J., Khan V. A., Lu, J. Y., Wilson, C. L., Igwegbe, E.C.K, Kabwe, M K., Chalutz, E., Droby, S. (1998) Application of hermetic UV-C for delayed ripening and reduction of *Rhizopus* soft rot in tomatoes: the effect of tomatine on storage rot development. J. Phytopathol.

Stutte, G. W., Edney, S., & Skerritt, T. (2009). Photoregulation of bioprotectant content of red leaf lettuce with light-emitting diodes. *HortScience*.

Suárez, R. (2001). Conservación de Alimentos por Irradiación. Universidad del Centro Educativo Latinoamericano. Rosario, Argentina.

Tuijtelaars, A.C.J. *et al*., (1999). "*Food Microbiology and Food Safety into the next millennium".* Foundation Food Micro. Ámsterdam, Holanda

Velázquez-Núñez, M. J., Ávila-Sosa, R., Palou, E., & López-Malo, A. (2013). *Antifungal activity of orange (Citrus sinensis var. Valencia) peel essential oil applied by direct addition or vapor contact*. *Food Control*.

Villagrán Padilla, C. L., Zenteno Díaz, D., Meneses Sánchez, M., & Escobedo López, A. B. (2015). *Atlas digital de Micología: "Hongos Contaminantes".* Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Facultad de Ciencias Químicas. Dirección de Fomento Editorial. Puebla, México.

Welti-Chanes, J., Vergara-Balderas, F., & Lopez-Malo, A. (1997). Minimally processed foods: state of the art and future.

Yajima, H., Takao, M., Yasuhira, S., Zhao, J. H., Ishii, C., Inoue, H., & Yasui, A. (1995). A eukaryotic gene encoding an endonuclease that specifically repairs DNA damaged by ultraviolet light. *The EMBO journal*.

YARA Internacional España. Knowledge grows. *Nutrición Vegetal: "Tomate".* Disponible en: https://www.yara.es/nutricion-vegetal/tomate/podredumbre-apical/ accesada 22/04/202.

Zhang, D., Yu, B., Bai, J., Qian, M., Shu, Q., Su, J., & Teng, Y. (2012). Effects of high temperatures on UV-B/visible irradiation induced postharvest anthocyanin accumulation in 'Yunhongli No. 1' *(Pyrus pyrifolia Nakai)* pears. *Scientia horticulturae*.

Zhang, H. L. (2002). Effects of several abiotic and biotic factors and plant hormones on growth morphology, and camptothecin accumulation in Camptheca acuminata seedlings. Diss. Submitted to the Graduate Faculty of the Louisiana StateUniversity and Agricultural and Mechanical College.

12. ANEXOS

A) Información nutrimental de jitomates utilizados.

INFORMACIÓN NUTRIMENTAL por 100 G.	
Contenido Energético	138 kj (32,5 kcal)
Proteínas	1.4 g
Grasas (Lípidos)	0.1 g de los cuales; 0.0 g de grasa saturada
Carbohidratos	6.5 g de los cuales; 3.5 g azúcares
Fibra Dietética	2.8 g
Sodio	3.4 mg

Fuente. NatureSweet Invernaderos S de RL de CV

B) Conteo de esporas por turbidimetría.

Moho	**% Transmitancia λ= 460**	**%Transmitancia λ= 490**
Fusarium spp.	20	25
Colletotrichum spp.	60	70
Botrytis spp.	85	80
Alternaria spp.	35	38
Rhizopus spp.	23	25

Nota. A menor porcentaje de transmitancia, mayor número de esporas presentes en la suspensión.