

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



***Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker, causante del colapso del
melón (*Cucumis melo* L.) en la Comarca Lagunera de Coahuila**

POR:

OLBER GABRIEL VELÁZQUEZ LÓPEZ

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE DEL 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

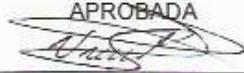
TESIS QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H.
JURADO EXAMINADOR COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER

EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

APROBADA

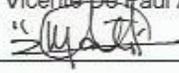
PRESIDENTE:


Ph.D. Vicente Hernández Hernández

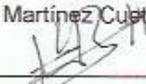
VOCAL:


Ph.D. Vicente De Paul Álvarez Reyna

VOCAL:


M.C. Víctor Martínez Cuello

VOCAL SUPLENTE:


M.C. Sergio Hernández Rodríguez
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN
DE CARRERAS AGRONÓMICAS


Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE DEL 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Monosporascus Cannonballus Pollack & Uecker, causante del colapso del melón
(*Cucumis melo* L.) en la Comarca Lagunera de Coahuila.

POR:

OLBER GABRIEL VELÁZQUEZ LÓPEZ

APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORÍA

ASESOR PRINCIPAL:



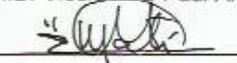
Ph.D. Vicente Hernández Hernández

ASESOR:



Ph.D. Vicente De Paul Álvarez Reyna

ASESOR:



M.C. Victor Martínez Cueto

ASESOR:



M.C. Sergio Hernández Rodríguez

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN
DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE DEL 2013

AGRADECIMIENTOS

A **DIOS TODOPODEROSO** por regalarme la vida y permitir terminar mi carrera, gracias por darme sabiduría, ayudarme en los momentos difíciles porque donde sentía que se terminaba mis fuerzas ahí estaba para apoyarme.

A la gran **Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”**, por darme un lugar donde adquirí conocimientos, hospedarme los años de la carrera, estoy y estaré muy agradecido a mi “Alma Terra Mater” por hacerme una persona de bien donde quiera que vaya pondré el nombre de mi Universidad en alto.

Al **Dr. Vicente HernándezHernández** por permitir ser su tesista e incluirme en este gran proyecto, gracias por compartir su conocimiento, facilitarme los materiales durante la realización de la tesis y el tiempo que me dedicó durante la realización de la tesis, gracias por su amabilidad doctor.

A mis asesores de tesis por el tiempo que me dedicaron y sus buenos consejos y sugerencias estoy inmensamente agradecido con ellos.

Al **Personal académico de Parasitología** por transmitirnos sus conocimientos durante la carrera, a la Ingeniera Bertha Alicia Cisneros al Ingeniero Javier HernándezLópez por sus sabios consejos durante la carrera que es cuando uno necesita un apoyo moral.

A **Graciela Armijo Yerena** por su amabilidad y comprensión, tiene un excelente carácter.

A la **Ing. Gabriela Muñoz Dávila** por su apoyo y atenciones en el trabajo de laboratorio

A la **Iglesia Casa Sobre la Roca**, a mis pastores por sus apoyos incondicionales, ser parte de la iglesia, compartir y convivir entre los jóvenes.

A Mi novia **Elizabeth Ramírez Bernal** por apoyarme desde la preparatoria y universidad gracias por tu amor, tu apoyo y tu paciencia en los momentos de malas. Te amo mi flaquita.

A mis **amigos** Luis Miguel Hernandez Rodriguez (La flaka), Gabriel Escobar Gordillo (Sapito), Edgar Martinez Arizmendi (la baby), Ricardo Antonio (El gordo), Otoniel Pérez (Bunbury), gracias por su apoyo.

DEDICATORIAS

A **DIOS TODOPODEROSO** por su gran misericordia y su gran amor que nos tiene a cada uno.

A mi honorable **Madre** Zoila López Pérez por darme la vida y ser un ejemplo a seguir. El amor de una madre siempre es indispensable para un hijo, gracias madre por tu cariño, tu apoyo y guiarme en el buen camino

A mis **Hermanos y Hermanas** por ayudarme de forma moral y económica, estoy muy agradecidos con mis hermanos, especialmente el mayor de todos por sus grandes consejos es como un padre para mí, a mis hermanas Guille y Amparo por sus apoyos morales y económica lo que soy en parte se los debo a ellos ya que sin sus apoyos sería un analfabeta. Yo sé que ellos están contentos porque el esfuerzo que ellos hicieron lo supe compensar terminando mi carrera. Gracias hermanos por todo.

Índice de contenido

AGRADECIMIENTOS	iv
DEDICATORIAS	v
RESUMEN	x
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivo	2
1.2. Hipótesis	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. El melón (<i>Cucumis melo</i> L)	3
2.1.1. Origen	3
2.2. Clasificación	3
2.2.1. Descripción botánica.....	3
2.2.2. Ciclo vegetativo.....	4
2.2.3. Raíz	4
2.2.4. Tallo	5
2.2.5. Hojas.....	5
2.2.6. Flor.....	5
2.2.7. Semilla	6
2.2.8. Fruto	6
2.3. Usos del fruto	6
2.4. Variedades y subespecies de <i>Cucumis melo</i> L.....	6
2.5. Requerimientos climáticos	7
2.6. Requerimientos edáficos.....	8
2.7. Requerimientos hídricos	9
2.8. Sistemas de producción	10
2.8.1. Siembra	10
2.8.2. Variedades o Híbridos	11
2.9. Cosecha.....	11
2.10. Producción	12
2.10.1. Producción mundial	12

2.10.2. Producción de melón en México	14
2.10.3. Producción en la Comarca Lagunera.....	15
2.11. Comercialización.....	16
2.12. Costos de cultivo.....	17
2.12.1. Costo de producción de melón en el Municipio de Mapimí, Dgo.	17
2.12.2. Tecnología de producción.....	18
2.13. Plagas	18
2.13.1 Principales plagas del cultivo de melón en México	18
2.13.2. Artrópodos	18
2.13.3. Plagas de importancia secundaria	18
2.13.4. Principales enfermedades del cultivo de melón en México.....	19
2.13.5. Principales enfermedades del cultivo de melón en la Comarca Lagunera.....	19
2.14. <i>Monosporascus cannonballus</i>	19
2.14.1. Importancia	19
2.14.2. Taxonomía de <i>M. cannonballus</i>	20
2.14.3. Descripción	20
2.15. Dispersión mundial.....	23
2.15.1. Distribución en la Comarca Lagunera.....	24
2.16. Biología	25
2.16.1. Hospedantes.....	26
2.16.2. Sintomatología.....	27
9.8. Epidemiología.....	28
III. MATERIALES Y MÉTODOS	32
3.1. Colección de plantas enfermas	32
3.2. Análisis de las plantas.....	32
3.2.1. Descripción de síntomas.....	32
3.2.2. Descripción del fitopatógeno.....	32
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
3.1. Descripción de síntomas.....	34
3.2. Descripción del fitopatógeno	34

V. CONCLUSIONES	35
VI. BIBLIOGRAFIA	36

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales países exportadores de melón.....	14
Figura 2. Dibujo esquemático de <i>M. cannonballus</i>	22
Figura 3. Dibujo esquemático de <i>M. ibericus</i>	23
Figura 4. Ciclo de <i>M. cannonballus</i>	29

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación de melón.....	3
Cuadro 2. Etapas fenológicas y las unidades de calor a la cual se presenta a través del ciclo del melón.....	4
Cuadro 3. Épocas de siembra del melón.....	10
Cuadro 4. Épocas de cosecha del melón.....	12
Cuadro 5. Híbridos de melón cantaloupe sembrados por productores comerciales del municipio de Mapimí, Dgo.....	18

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Principales países productores de melón en el 2007.....	13
Tabla 2. Superficie, producción y valor de la producción de melón en los principales estados de la República Mexicana.....	15
Tabla 3. Tabla comparativa de algunas características morfológicas de diferentes especies pertenecientes al género <i>Monosporascus</i>	23

RESUMEN

En el área melonera del Municipio de Matamoros de la Laguna Coahuila, se observó por primera vez una enfermedad consistente en la marchitez repentina de plantas adultas cercanas a la cosecha. Razón por la que se inició este trabajo con el objetivo de describir la enfermedad y el agente causante.

Se colectaron plantas enfermas para analizarlas en el laboratorio de Parasitología de la UAAAN-UL. En el follaje se observó una marchitez de color café claro y finalmente la muerte de la planta. En la raíz se observaron puntos negros que son peritecios. Los síntomas mencionados corresponden a la enfermedad conocida como colapso de melón.

En los peritecios se encontraron ascas y ascosporas del hongo del suelo *Monosporascus cannonballus*

Palabras claves: *Monosporascus cannonballus*, Cucurbitáceas, Peritecios, ascosporas.

I. INTRODUCCIÓN

El melón es de origen desconocido (Marco, 1969). Se especula que podría ser de la India, Sudán o de los desiertos iraníes. Por otro lado indican que existen dos teorías del origen del melón, la primera señala que es originario del Este de África, al Sur del Sahara, debido a que en esa área se encuentran formas silvestres de esta especie, la segunda teoría menciona que el melón es originario de la India, del Beluchistán y de la Guinea donde se desarrollaron diferentes formas silvestres del cultivo con frutos de diferentes tamaños desde una huevo hasta melones serpientes (*Cucumis melo* L variedad *flexuosus*), de un metro de largo y de siete a 10 cm de diámetro (Whitaker y Bemis, 1979). Otros autores mencionan como posible centros de origen a las regiones meridionales Asiáticas (Tamaro, 1974; Zapata *et al.*, 1989). En México se cultivan una gran cantidad de variedades, principalmente las de tipo cantaloupe, conocido como chino, rugoso o reticulado y en menor proporción las de tipo liso, donde destacan la variedad Honey Dew, conocida como melón amarillo o gota de miel (Marco, 1969).

México exporta melón Cantaloupe y abastece, principalmente, a Estados Unidos. Costa Rica ganando participación como exportador de melón, gracias a que ha aprovechado su infraestructura de distribución de banano (Marco, 1969).

En los estados de México, Coahuila, Guerrero y Sonora se presentan las mayores producciones de melón; no obstante, Colima sigue presentando los más altos valores de rendimiento a pesar de que la superficie de este cultivo ha disminuido en los últimos cuatro años (Marco, 1969).

La superficie cosechada del melón en la Comarca Lagunera durante el periodo comprendido entre 1980 y 2008 ha sido de altibajos, sin embargo, se registra un incremento al pasar de 1,865 hectáreas en 1980 a 4,438 hectáreas en el 2008. La superficie promedio anual durante el período mencionado fue de 4,337 hectáreas. El mejor periodo para este cultivo fue de 1991 a 1994 cuando la superficie pasó de 5,660 a 7,687 hectáreas (SAGARPA-Laguna, 2008).

A nivel mundial, uno de los principales problemas del melón y sandía es lo que se denomina de forma genérica “colapso”, así llamado por el decaimiento y muerte rápida de la planta en estados avanzados del cultivo. Este hecho conlleva notables pérdidas en el cultivo, pues en la mayoría de ocasiones se salda con la muerte de la planta y, cuando menos, se traduce en una gran pérdida de cosecha, así como en una menor calidad en los frutos recolectados (Chew y Gaytán, 2013).

El pasado mes de julio del 2011 fueron publicados los primeros reportes de *Monosporascus cannonballus* en melón y sandía en México, siendo esto el resultado de una línea de investigación que se inició en el 2009, para incrementar la productividad de melón y de sandía, así como para detectar problemas que limitan la producción de estas cucurbitáceas (Chew y Gaytán, 2013).

La importancia de *M. cannonballus* Pollack & Uecker asociado a la muerte enfermedad conocida como “Muerte súbita o Colapso”, es que se puede causar pérdida en rendimiento de melón y sandía desde de 20 hasta 100%; los síntomas o colapso se manifiestan cuando el fruto está a punto o pocos días de ser cosechado (Chew y Gaytán, 2013).

En la Comarca Lagunera no se había reportado el hongo *Monosporascus Cannonballus* hasta Octubre de 2012, en una huerta melonera en el municipio de Matamoros, Coahuila., se detectó una enfermedad de la que existen evidencias o reportes previos de su presencia en este cultivo hortícola (Chew y Gaytán, 2013). Razón por lo que se inició este trabajo de investigación.

1.1. Objetivo

Describir la enfermedad y agente causante de la marchitez del melón en la Comarca Lagunera.

1.2. Hipótesis

La enfermedad del melón es el colapso, causada por el fitopatógeno del suelo *Monosporascus cannonballus*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El melón (*Cucumis melo* L)

2.1.1. Origen

El melón es de origen desconocido (Marco, 1969). Se especula que podría ser de la India, Sudán o de los desiertos iraníes. Por otro lado indican que existen dos teorías del origen del melón, la primera señala que es originario del Este de África, al Sur del Sahara, debido a que en esa área se encuentran formas silvestres de esta especie, la segunda teoría menciona que el melón es originario de la India, del Beluchistán y de la Guinea donde se desarrollaron diferentes formas silvestres del cultivo con frutos de diferentes tamaños desde una huevo hasta melones serpientes (*Cucumis melo* L variedad *flexosus*), de un metro de largo y de siete a 10 cm de diámetro (Whitaker y Bemis, 1979). Otros autores mencionan como posible centros de origen a las regiones meridionales Asiáticas (Tamaro, 1974; Zapata *et al.*, 1989).

2.2. Clasificación

Según Fuller y Ritchie (1967) y Boyhan *et al.* (1999), el melón *Cucumis melo* L., está comprendido dentro de la familia de las Cucurbitáceas con la siguiente clasificación (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación del melón

Dominio	Eucaria
Reino	Vegetal
Filo	Tracheophyta
Clase	Angiosperma
Orden	Campanulales
Familia	Curcubitacea
Género	<i>Cucumis</i>
Especie	<i>C. melo</i>

2.2.1. Descripción botánica

El melón (*Cucumis melo* L.) pertenece a la familia de las cucurbitáceas la cual abarca un cierto número de especies cultivadas, como son pepino, calabaza y sandía. El melón y el pepino pertenecen al mismo género (*Cucumis*), pero no se ha conseguido la hibridación de los mismos, es decir, son especies verdaderas. Para diferenciar las variedades entre sí, es necesario emplear las características que sean relativamente fáciles de medir y que produzcan

resultados consistentes de un año a otro. Las mejores características son morfológicas, que pueden clasificarse visualmente y que estén presentes o ausentes. Son pocas las características de este tipo y el observador debe recurrir por lo general a caracteres continuos (Habbletwaite, 1978).

2.2.2. Ciclo vegetativo

Es una planta anual, herbácea de porte rastrero o trepador, cuyo ciclo vegetativo se ve afectado principalmente por la temperatura y por el cultivar que se trate. El ciclo fenológico desde la siembra hasta fructificación varía de 90 a 110 días (Tiscornia, 1974). Cano y Gonzales (2002), encontraron que se necesitan 1178 unidades calor (punto crítico inferior 10 °C y superior de 32 °C) para inicio de cosecha y un total de 1421 unidades calor para terminar el ciclo (Cuadro 2).

Cuadro 2. Etapas fenológicas y unidades calor a la cual se presenta a través del ciclo del melón*.

Etapas Fenológicas	Unidades Calor
Siembra	0
Emergencia	48
1ª Hoja	120
3ª hoja	221
5ª hoja	291
Inicio de Guía	300
Inicio Flor Macho	382
Inicio Flor Hermafrodita	484
Inicio de Fructificación	534
Tamaño Nuez	661
¼ Tamaño de Fruto	801
½ Tamaño de Fruto	962
¾ Tamaño de Fruto	1142
Inicio de Cosecha	1178
Final de Cosecha	1421

*Fuente Cano y Gonzales 2002

2.2.3. Raíz

Como ocurre en la mayoría de las Cucurbitáceas, el melón presenta raíces abundantes y rastreras. Algunas raíces llegan a descender hasta un metro de profundidad y en ocasiones todavía mucho más, pero especialmente es entre los 30 a 40 centímetros del suelo en donde la planta desarrolla unas raíces abundantes y de crecimiento rápido (Marco, 1969; Hecht, 1997).

2.2.4. Tallo

El melón es una planta sumamente polimorfa, con un tallo herbáceo que puede ser rastrero o trepador, gracias a sus zarcillos. El tallo es trepador y está cubierto de vellos blancos y empieza a ramificarse después de que se ha formado la quinta o sexta hoja (Marco, 1969; Valadéz, 1994; Hecht, 1997).

2.2.5. Hojas

Las hojas exhiben tamaños y formas muy variables, pudiendo ser enteras, reniformes, pentagonales o previstas de 3 a 7 lóbulos. Tanto los tallos como las hojas pueden ser más o menos vellosas. El tamaño de las hojas varía de acuerdo a la variedad con un diámetro de 8 a 15 cm, son ásperas y cubiertas de vellos blancos, alternas, rediformes o codiformes, anchas, y con un largo pecíolo; pueden mostrar formas tales como redondeadas, reniformes, acorazonadas, triangulares y pentagonales (Casseres, 1966; Marco, 1969; Guenkov, 1974; Zapata *et al.*, 1989).

2.2.6. Flor

El melón puede presentar tres tipos de flores: estaminadas (macho), pistiladas (hembra) y hermafroditas (flores que presentan al mismo tiempo los órganos masculinos y femeninos). De acuerdo a la presencia de estas flores en una planta, estas pueden ser:

Monoica. La planta es portadora de flores estaminadas y pistiladas. Este puede ser el caso de las antiguas variedades francesas Cantalupo Obus, Cantalupo de Argel y Sucrin de Tours (Cano, 1994; Schultheis, 1998).

Andromonoica. La planta es portadora de flores estaminadas y flores hermafroditas. A este grupo pertenece la mayoría de los híbridos de melón Cantaloupe actuales (Cano, 1994; Schultheis, 1998).

Las plantas son generalmente andromonoicas, aunque hay ginomonoicas (flores pistiladas y hermafroditas en la misma planta) y trinomonoicas (los tres tipos de flores en la misma planta). A esta última categoría pertenece el híbrido primo (Cano, 1994). Las flores macho aparecen antes que las hermafroditas y en grupo de tres a cinco flores en los nudos de las guías primarias y nunca donde se encuentra una femenina o flor hermafrodita. Las flores pistiladas o hermafroditas aparecen solitarias en los nudos de las guías secundarias. Las flores pistiladas se distinguen de las estaminadas en el abultamiento en su base, que es donde se

encuentra el ovario. Las plantas de melón producen más flores estaminadas que hermafroditas (Cano, 1994; Johnson, 1981; Parsons, 1983; Valadéz, 1994).

2.2.7. Semilla

Es muy numerosa, de tamaño regular, ovalada, achatada y no marginada (Tiscornia, 1974). La semilla rica en aceite, con un endospermo escaso y su cotiledones bien desarrollados (Anónimo, 1986)

2.2.8. Fruto

El melón es una baya, provista de abundante semilla, su forma puede ser redonda, agrandada y ovalada, aplanada por los polos y con dimensiones muy variables (Salvat, 1979; Leaño, 1978).

2.3. Usos del fruto

La mayoría de los melones se consumen crudos, como ensalada de fruta o postre. No es necesario un proceso comercial aunque la fruta debe ser lavada por fuera antes de rebanarla. Pueden congelarse trozos de melón para su uso posterior. Sin embargo, la textura al descongelarse no es la misma que en la fruta fresca, y se pierde algo de vitamina A y vitamina C (Lingle, 1990). Se hacen también mermeladas, jugos y licuados dulces y confituras; además se come cocido antes de madurar, como diversas especies de calabaza (Tamaro, 1988).

2.4. Variedades y subespecies de *Cucumis melo* L.

De acuerdo a Marco (1969) resulta bastante importante el número de variedades que se conocen, ya que en el año 1937 Tapley (USA) había descrito más de 120. Entre las clasificaciones que se han hecho, la de Naudin, realizada en 1859 resulta todavía una de las más satisfactorias; distingue 10 subespecies principales: Cantalupo, Reticulados, Azucarados, Melones de invierno, Serpentiniformes, Formas apepinadas, Chito, Dudaim, Rojo de Persia y Silvestres. Por otro lado, Whitaker y Davis (1962) y Boyhan et al. (1999) mencionan únicamente siete variedades, las cuales son: Reticulatus, Cantaloupensis, Inodorus, Flexuosus, Conomon, Chito y Dudaim.

En los estados unidos únicamente dos variedades son comercialmente importantes; las subespecies Reticulatus e Inodorus, mientras que la variante Cantaloupensis no se siembra en Norteamérica. sin embargo, su cultivo es común en Europa. La variante Reticulatus es la más comúnmente sembrada en los Estados Unidos e incluye a los melones aromáticos (almizcleños) o Cantaloupes.

El termino almizcleño o aromático se usa intercambiamente con Cantaloupe, siendo este último el más ampliamente usado en ese país (Boyhan *et al.*, 1999; Marr *et al.*, 1998; Schultheis, 1998).

Los melones aromáticos o Cantaloupes se pueden clasificar en varias categorías basándose en el tipo de fruta:

Tipo western o para transporte. Melón Cantaloupe que tiene red uniforme, con pulpa naranja-salmón y sin costillas. Tradicionalmente este tipo de melón era cultivado en los estados del oeste de Estados Unidos y enviado a todo el país, en la actualidad cultivada en toda la unión americana (Marri *et al.*, 1998).

Tipos Eastern y Jumbo. Melón Cantaloupe que tiene una red menos uniforme o no la tiene, con pulpa naranja o salmón y con costillas bastante marcadas. Este tipo de melón es tradicionalmente cultivado para mercados locales. Otros tipos de melones almizcleños o cantaloupes menos cultivados en los Estados Unidos son: los tipos Galia, Persa y charentais (Marri *et al.*, 1998).

En México también se siembran únicamente dos variantes botánicas de *Cucumis melo* L.: el reticulatus, inodorus. Sin embargo, en México de la variante reticulatus se siembran únicamente melones del tipo western y tipo inodorus se siembran nada más del tipo honeydew. A los melones tipo western se les conoce como melones chinos, rugosos o reticulados y a los honeydew como melones amarillos o gota de miel (Claridades Agropecuarias, 2000).

2.5. Requerimientos climáticos

Siendo una planta originaria de los climas cálidos, el melón precisa calor así como de una atmosfera que no sea excesivamente húmeda, para que pueda desarrollarse normalmente. Las plantas de melón son fáciles y severamente dañadas por una helada en cualquiera de sus estados de desarrollo. En una región húmeda y con insolación poco elevada, los frutos experimentan una mala maduración; sin embargo pueden llegar a alcanzar madurez normal durante los veranos secos y cálidos utilizando abrigos encristalados o bien simplemente cultivados al aire libre. Parece ser que la calidad de los frutos resulta tanto mejor cuando más elevada sea la temperatura en el momento en que se aproxima la madurez (Hecht, 1997; Marco, 1969; Marr *et al.*, 1998; Tyler *et al.*, 1981).

El melón es una planta sensible a heladas y está reconocido que una temperatura situada por abajo de los 12 °C detiene su crecimiento; igualmente la siembra al aire no debe dar comienzo más que en aquella época del año en que se alcanza tal temperatura. Se puede conseguir una aceleración en la germinación y crecimiento de las plántulas mediante una temperatura óptima de 30 °C; un

crecimiento excesivamente rápido tendría por consecuencia una duración más breve de la vida de la planta (Marco, 1969). Por otro lado, Valadéz (1997) indica que el melón es una hortaliza de clima cálido, por lo cual no tolera heladas; para que exista una buena germinación de la semilla, deberá existir temperatura mayor a 15 °C; con un rango óptimo de 24 a 30 °C la temperatura ideal para que exista un buen desarrollo debe oscilar en un rango de 18 a 30 °C, con máximas de 32 °C y mínima de 10 °C.

Señala que las cucurbitáceas crecen bien en climas cálidos con temperaturas óptimas de 18 a 25 °C con una máxima de 32 y una mínima de 10 °C. La semilla germina mejor cuando el suelo tiene una temperatura entre 21 y 32 °C (Casseres, 1966).

Durante el crecimiento del melón debe ser bastante elevada la temperatura reinante al nivel de las raíces. Tiene una importante acción sobre la absorción del agua; cuando la temperatura al nivel de las raíces es de 10 °C, resulta muy débil la cantidad de agua absorbida, aun cuando sea elevada la temperatura reinante en el aire (Marco, 1969).

La presencia de una temperatura demasiado baja en el suelo o excesivamente elevada en el aire, puede provocar un déficit de agua en la planta, con la aparición de los siguientes daños: decoloración de las hojas antiguas así como de los frutos, desecamiento apical de los frutos, desecamiento de la planta (Marco, 1969). Para que tenga lugar una buena polinización, la temperatura ideal en el momento en que se abren las flores masculinas debe ser alrededor de los 20 °C; la temperatura mínima para la dehiscencia de los sacos polínicos debe ser los 18 °C y la óptima de 20-21 °C (Marco, 1969; Hecht, 1997). Cuando el fruto se encuentra en etapa de maduración, debe existir una relación de temperaturas durante el día y la noche, durante el día deben ser temperaturas altas (mayores a 20 °C) y días muy iluminados para favorecer la tasa fotosintética y por la noche, temperaturas frescas de 15.5 a 18 °C, para que pueda disminuir la respiración de las plantas (Valadéz, 1997).

2.6. Requerimientos edáficos

El melón es una planta que no resulta muy exigente desde el punto de vista de los suelos; sin embargo proporciona mejores resultados cuando se cultiva en un suelo que ofrezca las siguientes características: rico, profundo, mullido, bien aireado, bien drenado, bastante consistente, formando terrones. No proporciona buenos resultados en un suelo que sea excesivamente ácido, tolerando suelos ligeramente calcáreos, el pH que le favorece se encuentra comprendido entre 6 y 7 Marco (1969).

El melón se puede desarrollar en cualquier tipo de suelo, pero se prefieren suelos franco-arenosos cuyo contenido de materia orgánica y de drenaje sean aceptables Valadéz (1997). Además considera a este cultivo como ligeramente tolerante a la acidez, desarrollándose en un pH de 6.0 a 6.8. Con un pH muy ácido puede presentarse un disturbio fisiológico, llamado anillamiento ácido. Consideran el melón sensible a suelos ácidos y señalan que este cultivo se desarrolla mejor en suelos neutrales o ligeramente alcalinos. El melón está clasificado como de mediana a baja y mediana tolerancia a la salinidad, con valores de 2560 ppm Tyler *et al.* (1981).

El suelo debe constituir un reservorio de agua así como de elementos nutritivos, pero el melón se resiente ante un exceso de humedad. Los suelos calientes son favorables para el desarrollo; resultan adecuados para conseguir una producción forzada de los suelos arenosos y guijarrosos. Los suelos que se calientan con excesiva facilidad durante el verano, determinan en ocasiones una fructificación excesivamente precoz, con unos frutos pequeños y de calidad mediocre Tyler *et al.* (1981).

2.7. Requerimientos hídricos

Las necesidades de agua de la planta resultan importantes durante el periodo de crecimiento más activo y hasta el completo desarrollo de los frutos. Se encuentran fuertemente ligados al clima local y en especial a la insolación. Una falta de agua lleva consigo la reducción en los rendimientos (Marco, 1969).

El melón se cultiva bajo diferentes modalidades de riego: secano (sin riego), riego complementario o riego completo. El cultivo de secano se acostumbra en zonas subtropicales, la siembra es en la primavera con el aumento de la temperatura; o en el trópico donde la época lluviosa se limita a ciertos meses. En esos lugares el melón se siembra generalmente al final de la época lluviosa y la planta se desarrolla en base al agua almacenada en el suelo. Zonas en las cuales las precipitaciones no son suficientes se añade un riego complementario después de la fecundación cuando el tamaño del fruto es el de una nuez. Por lo general el melón se cultiva utilizándose todo tipo de sistemas de riego como son: surco, aspersión y goteo. Cada uno de estos sistemas tiene sus ventajas y sus desventajas (Marco, 1969).

El sistema de goteo es el que permite llegar a la mayor productividad y a una mejor calidad de fruto. Este sistema puede aplicar el riego en el momento adecuado, cantidades de agua medida, uso del fertirriego, la posibilidad de uso de agua salina, y menor cantidad de maleza, etc. (Marco, 1969).

2.8. Sistemas de producción

2.8.1. Siembra

La siembra de melón en México se realiza todo el año.

Cuadro. 3. Épocas de siembra de melón

<i>Épocas de siembra de melón por estado</i>												
Estado	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Baja California												
Coahuila												
Chihuahua												
Durango												
Guerrero												
Jalisco												
Michoacán												
Nayarit												
Oaxaca												
San Luis Potosí												
Sinaloa												
Sonora												
Tamaulipas												
Veracruz												

Fuente: ASERCA. Elaborado con datos de cosecha de la Dirección de Hortofrutícolas, Ornamentales y Plantaciones; información proporcionada por productores de Michoacán, Jalisco y Sonora; SARH, 1983, Programa de siembra-exportación de melón temporada 1982-1983; SNIM, origen del melón vendido en las centrales de abasto del país.

En la Región Lagunera (Coah. y Dgo.), la fecha de siembra óptima para el cultivo de melón es del 15 de marzo al 15 de abril (CAELALA, 1984). Sin embargo, las fechas de siembra han cambiado de acuerdo a la disposición del agua, precio del producto en el mercado o por tradición de los agricultores. Las siembras más tempranas se registran en los municipios de Viesca y Matamoros (segunda quincena de enero a primera quincena de abril). En San Pedro y Tlahualilo las siembras inician en la segunda quincena de marzo y primera de abril. Estas fechas están determinadas por el calendario de riego del Distrito de Riego No. 17. En el municipio de Ceballos, se siembran las fechas más tardías, que comprenden desde mayo hasta junio. Incluso en la región de Matamoros, se tienen siembras hasta julio y segunda quincena de agosto (Espinoza *et al.*, 2003).

2.8.2. Variedades o Híbridos

2.8.2.1. A nivel nacional

En México se cultivan una gran cantidad de variedades, principalmente las de tipo Cantaloupe, conocido como chino, rugoso o reticulado y en menor proporción las de tipo liso, donde destacan la variedad Honey Dew, conocida como melón amarillo o gota de miel (Yoldi, 2000).

La liberación de nuevas variedades es un proceso dinámico para las empresas productoras de semilla, así que cada año aparece en el mercado un gran número de híbridos y/o variedades que son necesarios evaluar y seleccionar para cada región (Yoldi, 2000).

2.8.2.2. En la Comarca Lagunera

A través de los años los productores de melón de la Comarca Lagunera, en función de las ventajas que ello implica, han cambiado el genotipo utilizado en la siembra, habiendo substituido las variedades por híbridos. En estudio realizado en 1982 se encontró que el 100% de los productores utilizaba variedades, de las cuales el 70% utilizaban la variedad Imperial 45, el 25% la variedad Top Mark y el 5% otras variedades (Espinoza, 1983). En 1989 el panorama cambio significativamente, encontrándose que el 45% de la superficie se sembraba con híbridos y 55% con variedades (Espinoza, 1990). Para el año 2000 prácticamente el 100% de la superficie melonera de la región se sembraba con híbridos. Las razones de este cambio tienen que ver fundamentalmente con aspectos de rentabilidad relacionados con el mercado. Ente otras, destacan tres ventajas de los híbridos con respecto a las variedades: a) obtención de la cosecha en un mejor momento en relación al mercado; b) tamaño de fruto más grande, con expectativas de mejor precio; y c) resistencia a la enfermedad fungosa de mayor incidencia en la región conocida como “cenicilla” lo cual reduce los costos para su control (Espinoza *et al.*,2003).

2.9. Cosecha

En condiciones favorables de cultivo, la cosecha se puede presentar 45 días después de la fecundación. En el país la cosecha se realiza todo el año, pues en Sonora y Jalisco inician en octubre y terminan en mayo. La Comarca Lagunera inicia en mayo y termina en octubre. En el Cuadro4 podemos ver los meses de cosecha de la mayoría de los estados productores del país (Yoldi, 2000).

En Sonora, la cosecha de melón *Cantaloupe* para exportación debe hacerse cuando la red del fruto está completamente cerrada al adquirir una coloración grisácea, y la base del pedúnculo se torna amarillenta sin desprenderse, practicando además algunos muestreos para verificar el color de la pulpa y contenido de azúcar. En el mercado nacional, el fruto debe cortarse cuando la base del pedúnculo empieza a desprenderse, cuando la cosecha se realiza con desprendimiento total, el fruto se destina al mercado local (Yoldi, 2000).

Cuadro.4. Épocas de cosecha de melón.

<i>Época de cosecha de melón por estado</i>												
Estado	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
Baja California												
Baja California Sur												
Coahuila												
Colima												
Chiapas												
Chihuahua												
Durango												
Guerrero												
Jalisco												
Michoacán												
Oaxaca												
Sinaloa												
Sonora												
Tamaulipas												

Fuente: Dirección de Hortofrutícolas, Ornamentales y Plantaciones; Productores

Sin embargo esto depende del clima, pues en temporada de frío la red no cierra bien, o de las variedades, que pueden ser de red delgada o gruesa, o bien pueden cerrar completamente pero la red es muy finita. Por ejemplo, la Gold Rush hace una red muy fina muy uniforme, y en Hi Lite es muy gruesa (Yoldi, 2000).

El caso del tipo Honey Dew, se destina al mercado nacional cuando adquiere un color crema con la superficie cerosa y la pulpa es de color blanco o blanco-verdoso. Para mercados distantes la parte que está en contacto con el suelo debe ser de color blanco-verdoso, la parte donde se desprendió la flor debe estar dura y la superficie del fruto debe ser pubescente, con la pulpa verde claro y sin aroma, con el contenido del 10°Brix (Yoldi, 2000).

2.10. Producción

2.10.1. Producción mundial

La producción mundial de melón creció, entre los años 1990 y 2000, a una tasa promedio anual de 3.3 %. Las variedades más cultivadas son tres: la *cantalupensis*, la *inodorus* y la *saccharinus*. La variedad *cantalupensis* o melón Cantaloupe, se caracteriza por su forma redonda, peso entre 0.5 y 1.0 kg, aroma

penetrante y pulpa rosada. La variedad *inodorus* o melón Honeydew, también es ovalada pero de mayor tamaño, su peso oscila entre 1.8 y 3.6 kg, su pulpa puede ser blanca, verde o rosada. Esta es la variedad *saccharinus* es de forma redonda y destacan el melón Galia y el *Charentais*, que son dulces y pequeños. En América se producen, principalmente, las variedades *cantaloupensis* e *inodorus* y en Europa se producen los melones de la variedad *saccharinus* (Huitrón y Camacho, 2009).

El productor más importante es China, con 14.2 millones de toneladas y con un crecimiento de 6.3% promedio anual. Le sigue Turquía con una producción que se mantiene estable en 1.8 millones de toneladas. Irán, España y Estados Unidos tienen una producción similar, después le siguen Egipto, Marruecos, India e Italia. México ocupa el décimo lugar después de los países anteriores (Tabla 1). Los primeros tres países representan más de 50% de la producción mundial (Huitrón y Camacho, 2009).

Países	Producción (t)	Valor de la producción (Miles de dólares)
China	14 210 090	2300471
Turquía	1 770 000	219687
Irán	1230 000	218091
España	1141 900	191802
Estados Unidos	1 114 470	188111
Egipto	829 779	97520
Marruecos	734 265	130192
India	645 00	114365
Italia	616 664	61735
México	543 336	96338

El mayor exportador en valor es España, el cual abastece a Europa con la variedad Galia. Este país exportó 348 millones de toneladas en el año 2007, por un valor de 285 millones de dólares. México ocupó el octavo lugar por el volumen exportado y el sexto, por el valor de su exportación (Figura 1) (Huitrón y Camacho, 2009).

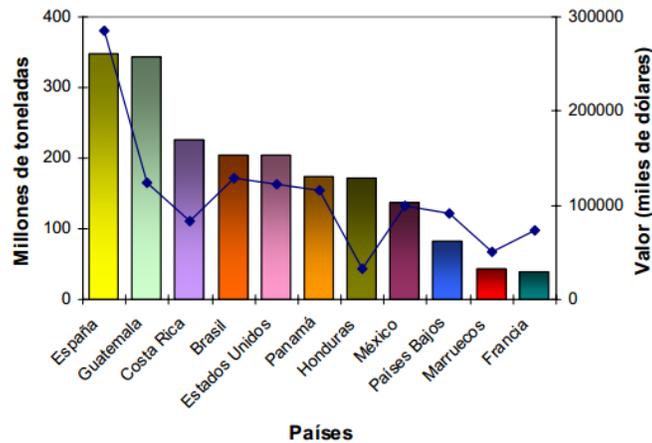


Figura. 1. Principales países exportadores de melón

2.10.2. Producción de melón en México

México exporta melón Cantaloupe y abastece, principalmente, a Estados Unidos. Costa Rica ha ganado participación como exportador de melón, gracias a que ha aprovechado su infraestructura de distribución de banano (Huitrón y Camacho, 2009). En los estados de México, Coahuila, Guerrero y Sonora se presentan las mayores producciones de melón; no obstante, Colima sigue presentando los más altos valores de rendimiento (Tabla 2.) a pesar de que la superficie de este cultivo ha disminuido en los últimos cuatro años (Huitrón y Camacho, 2009).

Tabla.2. Superficie, producción y valor de la producción de melón en los principales estados de la República Mexicana

Ubicación	Superficie sembrada (ha)	Superficie cosechada (ha)	Producción (t/ha)	Rendimiento (t/ha)	Precio medio rural (pesos mexicanos/t)	Valor producción (miles de pesos mexicanos)
Coahuila	4 652.00	3 873. 00	104 507.45	26.98	2 928.32	306 030.92
Guerrero	3 867.00	3 867. 00	77 218.00	19.97	1 679.22	129 666.30
Sonora	3 114.00	3114.00	84 004.37	26.98	3714.13	312 002.96
Michoacán	2 562.50	2 562.50	110 819.27	43.25	2774.81	307 502. 54
Durango	2 406.00	2 231. 00	51 457.00	23.06	2 200.00	113 205.40
Oaxaca	2 230.50	2 205.50	22 068.33	10.01	4 745.35	104 721.85
Nayarit	1 942.00	1 942.00	23 003.00	11.84	3 857.83	88 741.60
Colima	1 028.50	1028.50	46 861.00	45.56	3 712.91	173 990.80
Chihuahua	946.33	869.33	25 099.50	28.87	2 538.67	63 719.40
Jalisco	803.00	779.00	12 181.30	15.64	2 754.72	33 556.13
Otros	1 359.85	1 217.65	21 709.30			71 259.65
Resumen	24 911.68	23 689.48	578 928.52	24.44	2 944.06	1 704 397.55

Fuente: SIAP, SAGARPA.

2.10.3. Producción en la Comarca Lagunera

La superficie cosechada del melón en la Comarca Lagunera durante el periodo comprendido entre 1980 y 2008 ha sido de altibajos, sin embargo, se registra un incremento al pasar de 1,865 hectáreas en 1980 a 4,438 hectáreas en el 2008. La superficie promedio anual durante el período mencionado fue de 4,337 hectáreas. El mejor periodo para este cultivo fue de 1991 a 1994 cuando la superficie pasó de 5,660 a 7,687 hectáreas (SAGARPA-Laguna, 2008). Después de este periodo la superficie se redujo hasta 3,275 hectáreas en el año de 1996, como consecuencia de la crisis económica del país que siguió a la gran devaluación de 1994-1995 y que trajo como consecuencia el encarecimiento del crédito, de los insumos importados como semillas, agroquímicos, plásticos y equipos de riego. Además, el mercado interno sufrió una caída como consecuencia de la baja en los salarios reales y el desempleo. Durante los últimos años (2000-2008), la superficie promedio anual fue 4,365 hectáreas. De la superficie total regional, el 45% se siembra en el estado de Coahuila y el 55% en el estado de Durango. En cuanto al tipo de riego, el 17% se establece con agua de la presa y el 83% con agua del subsuelo. En cuanto al tipo de tenencia de la tierra, el 73% de la superficie es ejidal y el 27% es de la pequeña propiedad. Esta última proporción debe ser tomada con reserva debido a que gran parte de la superficie ejidal se renta a productores privados (Espinoza *et al.*,2011).

En cuanto a producción, en la Comarca Lagunera, durante el periodo de 1980 a 2008 se obtuvo una cantidad anual promedio de 89,146 toneladas. En este periodo la producción se incrementó en un 126 %, pasando de 46,172 toneladas en el año 1980 a 104,716 toneladas en el 2008. En los años de 1994 y 2007 se obtuvo la mayor producción con volúmenes de 125,658 y 155,464 toneladas anuales. Para el período 2000-2008 el promedio anual de producción fue de 114,988 toneladas (Espinoza *et al.*, 2011).

La evolución que ha tenido la superficie sembrada de melón en los principales municipios de la Comarca Lagunera durante el periodo 1994-2007 ha sido irregular, ya que en algunos casos la superficie se ha incrementado, mientras que en otros ha disminuido. Mapimí, Tlahualilo, Matamoros y Viesca son los cuatro municipios con mayor superficie sembrada durante el período 1994-2007. Mapimí, con 1,754 hectáreas, participó, en promedio, en ese período, con el 36.56% del total, Tlahualilo (1,011 hectáreas) con el 21.08%, Matamoros (735 hectáreas), con el 15.32% y Viesca (527 hectáreas) con el 11% (Espinoza *et al.*, 2011). Sin embargo, en los últimos años (2006-2007) se han presentado cambios en la participación, destacando la disminución de Tlahualilo que cayó a una participación relativa del 8.48% (394 hectáreas), mientras que Matamoros subió al 22.74% (1,054 hectáreas) y Viesca al 16.83% (782 hectáreas) del total. Mapimí (1,565 hectáreas) se mantuvo en el primer lugar con el 33.70% del total. Las características de producción varían de municipio a municipio destacando que en los municipios de Matamoros, Viesca y Mapimí predomina el riego por bombeo, mientras que en Tlahualilo, San Pedro y Francisco y Madero se riega con agua de la presa (Espinoza *et al.*, 2005).

2.11. Comercialización

En cuanto a la comercialización en el mercado nacional, las tendencias en la distribución del melón indican que cada vez son mayores los volúmenes que se distribuyen a través de tiendas de autoservicio (Wal-Mart), Soriana, Gigante, Comercial Mexicana, HEB, etc.) en comparación con los canales tradicionales. Estas cadenas, muchas de ellas con tiendas situadas en colonias urbanas de ingresos medios y altos, exigen proveedores de melón con altos estándares de calidad. La tendencia es a que las cadenas comerciales se interesen cada vez más no solamente en que se produce, sino cómo se produce considerando que el producto debe representar el mejor riesgo posible para la salud de los consumidores. De hecho, como parte de las medidas sanitarias, la comercialización del melón se realiza cada vez en mayor proporción en cajas de cartón, donde el melón está menos expuesto a contaminantes, en comparación con su manejo a granel o en cajas de madera (SAGARPA, 2004).

En la actualidad, para exportar el melón cantaloupe a Estados Unidos las empresas mexicanas deberán cumplir con los requerimientos según la categoría en que se encuentren. Las categorías y requisitos según (SENASICA, 2009):

Categoría 1: Empresas previamente liberadas de la alerta de importación. Permanecerán en ese estatus y no estarán sujetas a condiciones normales de inspección en frontera. Pero si podrán ser examinadas y analizadas en forma aleatoria por FDA y SENASICA.

Categoría 2: Las empresas directamente implicadas en algún brote de enfermedad o cuyo cargamento haya dado positivo a salmonella deberán cumplir con lo descrito por el Programa Federal de Reconocimiento.

Categoría 3: Las empresas que no hayan sido directamente relacionadas en algún brote de salmonelosis pero a su vez no hayan incursionado antes en el rubro de las exportaciones anteriormente deberán cumplir con lo descrito en el Programa Federal de Reconocimiento.

De las 10 empresas certificadas en melón cantaloupe ocho corresponde al estado de Sonora, una al estado de Colima y una el estado de Durango, que corresponde a las empresas Bebo S.P.R. de R.L. ubicada en el municipio de Mapimi, Dgo. En el caso de esta empresa, el reconocimiento se extendió por las Unidades de Producción Las Glorias y El Milenio y el empaque de melón Santa Martha (SENASICA, 2009).

La certificación asegura una producción con altos estándares de inocuidad lo cual trae al productor mayores beneficios y la posibilidad de que su producción tenga un mayor valor en el mercado, así como mantener un alto prestigio entre los diferentes productores (CIAD, 2002). En el caso de la empresa Bebo, al estar reconocida le ha beneficiado, ya que algunas empresas comerciales como Soriana y Wal-Mart se han acercado a ella con el objetivo de comprar su producción de melón. Otro de los beneficios es la posibilidad de exportar a los Estados Unidos y Canadá.

2.12. Costos de cultivo

2.12.1. Costo de producción de melón en el Municipio de Mapimí, Dgo.

La superficie sembrada de melón por productor fluctuó entre 65 y 200 hectáreas con una media de 103 hectáreas. El cultivo del melón requiere de fuerte inversión, y más en este tipo de productores que usan altos niveles de tecnología. Se estima una inversión de entre \$40,000 y \$50,000 pesos por hectárea. Lo

anterior solamente hasta la cosecha, requiriéndose recursos adicionales para construir y equipar empaques y cuartos fríos (Espinoza *et al.*,2011).

2.12.2. Tecnología de producción

Híbridos sembrados.

En el cuadro.5. Se presentan los nombres de los híbridos que se siembra en la región, superficie y participación.El híbrido Crusier es el más utilizado (57% de la superficie), seguido por el Ovation (15.5%) y el Acclaim (11.65%). En general el productor combina diferentes híbridos en su siembra. Todos utilizan el crusier el cual es complementado principalmente con Ovation y Acclaim (Espinoza *et al.*,2011).

Cuadro.5. Híbridos de melón cantaloupe sembrados por productores comerciales del municipio de Mapimí, Dgo.		
Nombre del Híbrido	Superficie	Participación (%)
Cruiser	295	57.28
Navigator	45	8.74
Acclaim	60	11.65
Hi Mark	35	6.80
Ovation	80	15.53

Fuente: Elaboración con datos propios

2.13. Plagas

2.13.1 Principales plagas del cultivo de melón en México

2.13.2. Artrópodos

Mosquita blanca de la hoja plateada, *Bemisia argentifolli* Bellows & Perring.Pulgón del melón, *Aphis gossypii* Glover.Minador de la hoja, *Liriomyza sativa* Blanchard y *L. trifolii* (Burges). Gusano barrenador del fruto *Diaphania hyalinata* Linnaeus. (Delgado y Nava, 2009).

2.13.3. Plagas de importancia secundaria

Chicharrita verde, *Empoasca fabae* (Harris).Diabroticas, *Diabrotica balteata* y *D. undecimpunctata* Mannerheim.Gusano soldado, *Spodoptera exigua* Hubner. Gusano falso medidor, *Trichoplusia ni* (Hubner).Gusano del fruto, *Heliothis zea* (Boddie)(Delgado y Nava, 2009).

2.13.4. Principales enfermedades del cultivo de melón en México

Las enfermedades también son un aspecto a considerar con seriedad, pues su presencia puede desde disminuir el rendimiento, hasta acabar con la producción. Entre las más comunes se encuentran *LaDoradilla*, la marchitez por *fusarium* y la marchitez por nematodos. La primera ha alcanzado tal importancia (Chewet *al.*,2008).

En Sonora las principales enfermedades son el *mildiú veloso*, *mildiú polvoriento*, *alternaria*, gomosis del tallo, virosis y enfermedades radiculares causadas por hongos, además de *LaDoradilla* del melón. En Colima las más comunes son aquellas producidas por hongos y virus, destacando la pudrición carbonosa *Macrophomina phaseolina*-, marchitamiento del melón – *Fusariumoxysporum f. sp. Melonis*-, declinamiento de las guías y pudrición de raíz –*Monosporascus cannonballus*- y tizón gomoso del tallo–*Dydimellabryoniae*. Recientemente el Dr. Marvin Miller reporta un geminivirus denominado Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus –CYSDV-, que es transmitido por mosquita blanca y que ha sido asociado al problema de *La Doradilla*(Chewet *al.*,2008). De estas, la acción del hongo *Monosporascus cannonballus* puede acabar con un cultivo entero justamente dos semanas antes de la cosecha. En Texas y Arizona, EE.UU, en 1997 esta enfermedad generó grandes pérdidas a los productores, desplazándolos de la producción al no haber un método de control. La única salida cuando hace su aparición, es realizar riegos frecuentes con lo que se acelera la maduración de los frutos (Chewet *al.*,2008).

2.13.5. Principales enfermedades del cultivo de melón en la Comarca Lagunera

Las enfermedades de mayor incidencia fueron: Tizón temprano (*Alternaria cucumerina* (Ellis & Everhart) Elliott), Cenicilla (*Podosphaera xantii* sinónimo *Sphaerotheca fuliginea* (Schlechtend) Pollaci), Virosis o mosaicos (Virus Mosaico Amarillo del Zucchini, Virus Mosaico de la Sandía variante 2) y Amarillamiento, (Virus del Amarillamiento y Achaparramiento de las Cucurbitaceas)(Chewet *al.*,2008).

2.14. Monosporascus cannonballus

2.14.1. Importancia

A nivel mundial, uno de los principales problemas del melón y sandía es lo que se denomina de forma genérica “colapso”, así llamado por el decaimiento y muerte rápida de la planta en estados avanzados del cultivo. Este hecho conlleva notables pérdidas en el cultivo, pues en la mayoría de ocasiones se salda con la muerte de la planta y, cuando menos, se traduce en una gran pérdida de cosecha, así como en una menor calidad en los frutos recolectados (Chewet *al.*,

2013).El pasado mes de julio fueron publicados los primero reportes de *Monosporascus cannonballus* en melón y sandía en México, siendo esto el resultado de una línea de investigación que se inició en el 2009, para incrementar la productividad de melón y sandía, así como para detectar problemas que limitan la producción de estas cucurbitáceas (Chewet *al.*,2013).

La importancia de *M. cannonballus* (Pollack & Uecker) asociado a la muerte enfermedad conocida como “Muerte súbita o Colapso”, es que se puede causar pérdidas en rendimiento de melón y sandía desde del 20 y hasta el 100%; los síntomas o colapso se manifiestan cuando el fruto está a punto o pocos días de ser cosechado (Chew *et al.*,2013).El hongo *Monosporascus* se encuentra distribuido en los principales países productores de melón y sandía, es típico de zonas áridas o semiáridas con alta temperatura, suelo alcalino, suelo con problemas de sales y áreas de producción con periodos secos (Chewet *al.*,2013).

2.14.2. Taxonomía de *M. cannonballus*

Dominio	Eucariota
Reino	Fungi
Clase	Sordariomycetes
Subclase	Sordariomycetidae
Orden	Sordariales
Familia	Incertae sedis
Género	<i>Monosporascus</i>
Especie	<i>M. cannonballus</i>

(Wikipedia, 2013)

2.14.3. Descripción

Los peritecios presentan un diámetro de alrededor de 500 μ m, y poseen un anillo periapical no funcional pues, para expulsar las ascas al exterior, hacen uso de una grieta lateral, aunque ocasionalmente este hecho se produce a partir de un cuello ostiolar que puede medir más de 200 μ m de longitud (Uecker y Pollack, 1975). Las ascas son aclavadas o piriformes, de pared gruesa, con tamaño de 56 – 90 x 30 – 55 μ m, y contienen de 1 a 2 ascosporas en su interior. Según algunos autores, este es uno de los caracteres diferenciales entre especies del género *Monosporascus*. Estas ascas son evanescentes, descomponiéndose su pared con rapidez, liberándose las ascosporas de esta manera. Las ascosporas no presentan septos, son esféricas y de color negro, teniendo coloraciones marrones antes de su maduración (Sivanesan, 1991a). Son multinucleadas, pudiendo contener de uno a seis núcleos cada una (Pollack y Uecker, 1994). Poseen un diámetro de entre 25 a 50 μ m. el aspecto de estas ascosporas se asemeja a una

bola de cañón, de ahí el nombre de la especie. En el interior de los peritecios se encuentran los parafisos, filamentosos y de pared gruesa (Sivanesan, 1991a). Las hifas pueden ser hialinas o marrones, septadas y con una anchura que oscila entre 7.5 y 14 μm (Watanabe, 1979). En PDA, *M. cannonballus* posee un crecimiento rápido, formando un micelio apretado, blanquecino, que puede tomar coloraciones grisáceas con el tiempo. Tras 20 o 30 días de cultivo, forma los peritecios, negros, esféricos, observables a simple vista y a veces producidos en gran número “in vitro”; Martyn *et al.* (1992) llegaron a observar de 120 a 259 peritecios/cm²

En el género *Monosporascus* se han descrito también otras especies. Una de ellas es *M. eutypoides* (Petraik) von Arx, cuyas características morfológicas son similares a las de *M. cannonballus*, con la única diferencia que las ascas de *M. eutypoides* pueden albergar de 1 a 3 ascosporas (sivanesan, 1991b). Aun hoy en día existe una gran controversia acerca de la diferenciación entre *M. cannonballus* y *M. eutypoides*. Algunos autores opinan que se trata de la misma especie (Martyn *et al.*, 1993a; Lovic *et al.*, 1996a), mientras que estudios más recientes siguen alegando la diferencia entre especies, siendo otros criterios, como el número de tubos germinativos, etc. (waugh *et al.*, 2001). En Israel, se pensó al principio que el hongo causante de la afección del “colapso” del melón era *M. eutypoides* (Reuveni *et al.*, 1983; Krikun, 1985), si bien en la actualidad ya se considera a *M. cannonballus* el agente causal de la enfermedad (Pivonia *et al.*, 1997). Se pueden encontrar también citas de otra especie de género: *M. monosporus*, que fue aislada de rizomas de *Iris sp.* Procedentes de Irán (Malloch y Cain, 1971). Sus ascas únicamente presentan una ascospora. De todas formas, en la actualidad no existe ningún cultivo puro conocido de ella, por lo que se piensa que su identificación fue incorrecta (Martyn y Miller, 1996).

Recientemente (Collado *et al.*, 2002), ha sido descrita otra especie de este género; se trata de *M. ibericus* Collado, Gonzáles, Stchigel, Guarro & Peláez (Figura 1.3), que fue aislado en España a partir de tallos y raíces de *Helichrysum stoechas*, *Lobularia marítima* y *Ononis natrix*, plantas nativas de los suelos arenosos y con elevada salinidad del Delta del Ebro. Su principal diferencia con las otras especies es un mayor número de ascosporas por asca, que pueden ir de 1 a 6 (Collado *et al.*, 2002). A diferencia de las otras especies; su patogenicidad a cucurbitáceas no se ha comprobado y, de momento no se ha descrito en los suelos donde éstas se cultivan.

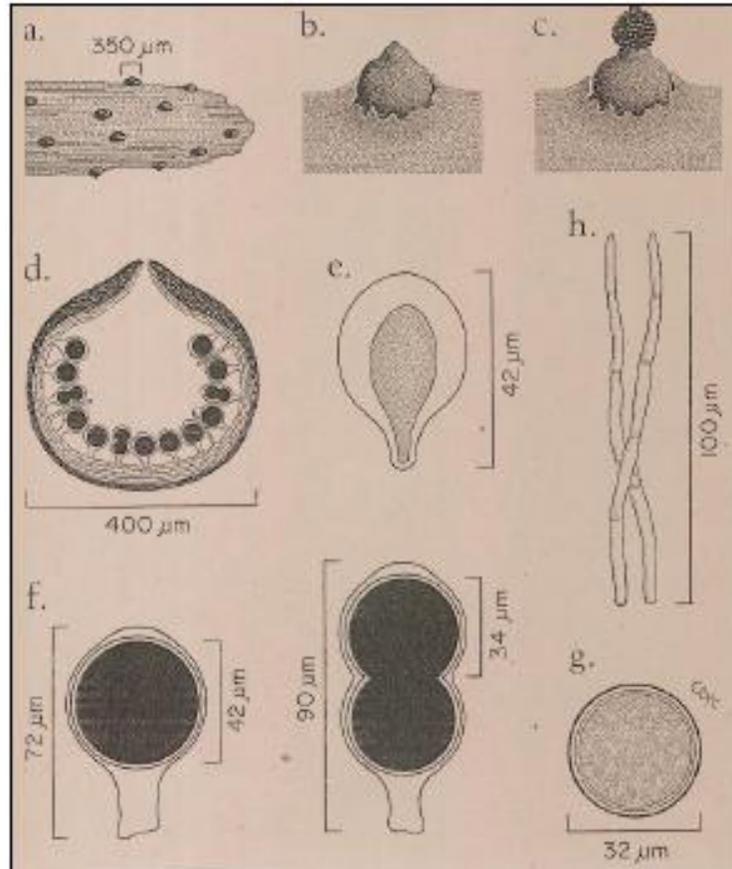


Figura.2.Dibujo esquemático de *M. cannonballus*. Peritecios sobre raíces / (a) Peritecio sobresaliendo de la epidermis de la raíz / (b) masa de ascosporas saliendo de un peritecio a través de un ostiolo / (c) Sección longitudinal de un peritecio mostrando las ascas sujetas a su pared interior / (d) Asca con ascosporas inmadura / (e) Asca con una sola ascospora y asca con dos ascosporas / (f) ascosporas esféricas madura / (g) Parafisos / (h) (Fuente: Hanlin, 1998).

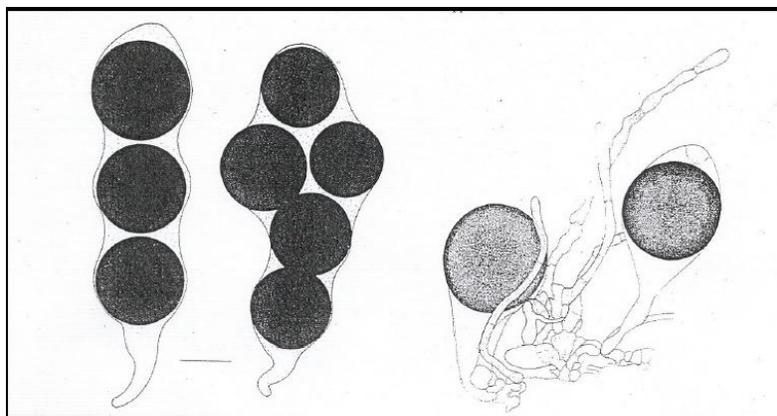


Figura.3. Dibujo esquemático de *M. ibericus*. Ascas con ascosporas maduras (en número superior a 1) / (a) ascas con ascosporas inmaduras y parafisos / (b) (Fuente: Collado *et al.*, 2002).

En la Tabla 3. Se observa la comparación entre las especies descritas dentro del género *Monosporascus*, atendiendo a sus características principales, como son: el diámetro de las ascosporas, la ornamentación de éstas, el número de ascosporas por asca y el tipo de cuerpo fructífero.

Tabla. 3.Tabla comparativa de algunas características morfológicas de diferentes especies pertenecientes al género *Monosporascus*.

Especies	Ascoma	Ascosporas por asca	Ornamentación por asca	Diametro de las ascosporas (µm)
<i>M. cannonballus</i>	Peritecio	1-2	Lisa	35-50
<i>M. eutypoides</i>	Peritecio	1-3	Lisa	21-35
<i>M. ibericus</i>	Cleistotecio	1.6	Lisa	18-60
<i>M. monosporus</i>	Cleistotecio	1	Reticulada	43-58

(Fuente: Collado *et al.*, 2002)

2.15. Dispersión mundial

En 1970 tiene lugar la primera cita acerca del “colapso” en cucurbitáceas causado por *M. cannonballus* (Troutman y Matejka, 1970). Se trataba de plantas de melón cantalupo cultivadas en Arizona, que presentaron clorosis de hojas y posterior marchitez de la parte aérea coincidiendo con la época de maduración y recolección de los frutos. De las raíces se aisló un hongo que presentaba estructuras esféricas, pequeñas y negras, y que no pudo ser identificado.

Posteriormente, dicho aislado fue descrito como la especie *M. cannonballus*, en lo que se considera a la primera cita acerca de este hongo en la bibliografía (Pollack y Uecker, 1974).

Años después, Hawksworth y Ciccarone (1978) obtuvieron una cepa de este hongo, aislado de *Triticum sp.* Pocendete de Libia. En 1979, *M. cannonballus* fue aislado en Japón, también en raíces de plantas de melón que presentaron marchitez en la época de recolección (Watanabe, 1979). A partir de entonces se fueron sucediendo las detecciones en Cucurbitáceas de diferentes procedencias, en las que se coincidían en señalar una sintomatología común: amarillamiento de hojas y posterior marchitez en la parte aérea, necrosis y pérdida de barbada en el sistema radicular. La palabra colapso aparece por primera vez en Israel (Reuveni *et al.*, 1983).

En los Estados Unidos, el mismo problema detectado en Arizona volvió a aparecer años más tarde afectando al cultivo de melón en el Valle de Rio Grande, una de las principales zonas productoras de cucurbitáceas. Es la primera vez que la afección recibe el nombre de “root rot” o “vine decline” (Mertely *et al.*, 1991). A partir de este año, las citas de *M. cannonballus* en Cucurbitáceas se fueron sucediendo en diversos países: en sandía procedente de Túnez (Martyn *et al.*, 1994), en melón procedente de Taiwán (Tsay y Tung, 1995), de Guatemala (Bruton y Miller, 1996a), de Honduras (Bruton y Miller, 1996b) en India y Pakistán (Martyn y Miller, 1996), en sandía procedente de México (Martyn *et al.*, 1996a), y en melón procedente de Arabia Saudí (Karlatti *et al.*, 1997).

En Italia se aisló primeramente en sandía (Gennari *et al.*, 1999) y posteriormente en melón (Infantino *et al.*, 2002b) y pepino (Montuschi, 2002). Actualmente, el síndrome de “colapso” causado por *M. cannonballus* es uno de los principales problemas a los que se enfrenta el cultivo de cucurbitáceas en este país (Buziet *et al.*, 2004). Los dos últimos países en los que ha sido descrito por primera vez son Corea (Kwon *et al.*, 2001) y, recientemente, Brasil (Sales *et al.*, 2004). Se puede afirmar, por tanto, que es una especie cosmopolita, distribuida preferentemente en las áreas cálidas y semiáridas del planeta (Martyn y Miller, 1996; Polizzi *et al.*, 2002).

2.15.1. Distribución en la Comarca Lagunera

Los trabajos de Gaytán y Chew, han determinado la distribución de *Monosporascus cannonballus* en el norte centro de México: Región de La Laguna (Coahuila y Durango), en el municipio de Parras de la Fuente, Coahuila (área de Paila), y en el estado de Chihuahua. Lo anterior, justifica realizar investigación para reducir riesgos de producción de melón y de sandía causados por este hongo

que puede persistir en el suelo por periodos iguales o mayores a cuatro años, es decir si se cultiva melón y se suspende su cultivo por tres años, y se vuelve a establecer el cultivo, puede ser infectado por este hongo nuevamente el hongo *Monosporascus* puede ser encontrado a profundidades del suelo iguales o mayores de 60 cm (Chew *et al.*, 2013).

2.16. Biología

Uno de los rasgos principales de *M. cannonballus* es su carácter de hongo termófilo: su temperatura óptima de crecimiento oscila entre 25 y 35 °C, mientras que el óptimo para la formación “in vitro” de los peritecios se encuentra entre 25 y 30°C (Martyn y Miller, 1996). El crecimiento de los aislados se detiene o ralentiza por debajo de 15 °C (Martyn y Miller, 1996) y, a veces, según Pivonia *et al.*, (2002), por debajo incluso de 45 °C. Un aislado de este hongo procedente de Libia presentó un óptimo de 45 °C. Por tanto, *M. cannonballus* parece estar adaptado a climas cálidos (Martyn y Miller, 1996). Este hecho conlleva que algunas prácticas de cultivos comunes en las cucurbitáceas, como los acolchados plásticos, favorezcan el ataque del hongo, que alcanza mucho antes la temperatura idónea para su desarrollo (Krikun, 1985). Este carácter termófilo del hongo, hace que se considere que únicamente pueda ser patogénico en las regiones cálidas, mientras que persistiría de modo saprofitico en áreas más frías (Pivonia *et al.*, 2002b).

El pH adecuado para el crecimiento in vitro de *M. cannonballus* oscila entre 6 y 7. No obstante, puede crecer incluso sometido a un pH 9 (Martyn y Miller, 1996). El crecimiento se reduce a pH 5, y se ve totalmente inhibido por debajo de Ph 4. En definitiva, este hongo prefiere un pH neutro o ligeramente básico; por ejemplo, en el Sur de Texas, una de las zonas en las que esta especie afecta con mayor gravedad a las cucurbitáceas, el pH del suelo se sitúa en torno a 7.7 (Mertely *et al.*, 1991). La mayoría de estos suelos alcalinos se suelen dar en zonas de clima árido, por lo que *M. cannonballus* parece totalmente adaptado a ellas (Martyn y Miller, 1996).

Según Martyn y Miller (1996), las especies de género *Monosporascus* presentan una elevada tolerancia a la salinidad. En ensayos “in vitro” pueden tolerar concentraciones moderadamente elevadas de cloruro sódico y cloruro potásico, hasta soluciones de un 8-10% de estas sustancias. La presencia de *M. cannonballus* en diversas regiones áridas o semidesérticas con problemas de salinidad de suelos, demuestra su tolerancia ante este factor.

2.16.1. Hospedantes

El rango de hospedantes de *M. cannonballus* es muy elevado, pues además de haber sido aislado a partir de plantas de la familia de las Cucurbitáceas, también ha sido encontrado en especies de otras familias (Mertely et al., 1993a). En un principio, se consideró a *M. cannonballus* como patógeno de melón únicamente. En estudios posteriores se vio que también la sandía era altamente susceptible, pudiendo desarrollar también los síntomas de colapso (García – Jiménez et al., 1994b; Martyn et al., 1994). *M. cannonballus* también puede ser aislado de las raíces de otras Cucurbitáceas, como el pepino, el calabacín y varias especies del género *Cucurbita* (Martyn y Miller, 1996). Según Mertely et al. (1993a), las distintas especies de la familia de las Cucurbitáceas se podrían distribuir según una escala de susceptibilidad, en relación a la severidad de los síntomas de colapso, siendo las especies del género *Cucurbita* las más tolerantes a la enfermedad causada por *M. cannonballus*. En un estudio llevado a cabo en Corea del Sur, Heo et al. (2001a) confirman la elevada susceptibilidad de melón, sandía y pepino frente a *M. cannonballus*, y añadió a la lista de hospedantes el melón oriental o cantalupo japonés (*C. melo* var. *Makuwa* Makino).

En estudios recientes desarrollados en Italia se han observado plantas de pepino colapsadas, de las que se han aislado los principales patógenos fúngicos causantes del síndrome: *M. cannonballus*, *A. cucurbitacearum*, *R. vagum* y *p. tabacinum* (Infantino et al., 2002a). Asimismo, en Japón se observó que *M. cannonballus* causaba una sintomatología similar en *L. siceraria*, Cucurbitácea empleada en aquel país como patrón de injerto para combatir la fusariosis vascular de la sandía (Uematsu et al., 1992). Además de las citadas, otras especies susceptibles pertenecientes a la familia de las cucurbitáceas son *Cucurbita texana* (Scheele) A. Gray (Martyn et al., 1993b), *L. aegyptiaca* (Martyn y Miller, 1996) y *B. hispida* (Tsay y Tung, 1997).

Otras plantas de las que se ha aislado *M. cannonballus* han sido *Iris* sp., *Triticum* sp. (Hawksworth y Ciccarine, 1978), *Achyranthes aspera* L., *Medicago sativa* L., *Trifolium pratense* L. (Mertely et al., 1993a), y *Zea mays* L. (Martyn y Miller, 1996). Mertely et al. (1993a) observaron peritecios de *M. cannonballus* y reaislaron este hongo en plantas de trigo y maíz inoculadas en invernadero. En otros estudios se aisló *M. cannonballus* en bajo porcentaje de las raíces de pimiento, tomate, berenjena, brécol y repollo (Tsay y Tung, 1997). En el caso de la judía y del sorgo, llegaron a encontrarse peritecios de *M. cannonballus* en las raíces, aunque en ningún caso se observó una reducción significativa del crecimiento de la planta (Martyn y Miller, 1996). Tanto en los trabajos de Mertely et al. (1993a), como en los de Martyn, 1996). Tanto en los trabajos de Mertely et al.

(1993a), como en los de Martyn y Miller (1996), se especula acerca de la posibilidad que *M. cannonballus* se sirva de estas plantas como segundo hospedante en las épocas del año en las que no exista cultivo de melón, sandía o algún otro hospedante típico.

2.16.2. Sintomatología

La infección causada por *M. cannonballus* comienza en las raíces; al arrancar la raíz de una planta atacada se pueden observar necrosis y podredumbres, tanto en la zona de la raíz como en la zona del cuello (Martyn y Miller, 1996). Estas necrosis comienzan a producirse en las raíces secundarias, y van avanzando hasta alcanzar a la raíz principal y, en los casos más graves, al cuello. Con el paso del tiempo, amplias zonas de la raíz muestran un pardeamiento severo y se produce una pérdida generalizada de raíces secundarias y barbada (García – Jiménez *et al.*, 1992). En estados avanzados de la afección se observa una disminución del volumen del córtex alrededor del cilindro vascular del cuello de la planta, tomando estas lesiones un color marrón (Mertely *et al.*, 1991).

Estos daños en el sistema radical reducen la capacidad de absorber agua por parte de la planta, produciéndose un desequilibrio hídrico que provoca la falta de desarrollo y el decaimiento de ramas (Martyn y Miller, 1996). En la parte aérea, los primeros síntomas son el amarillamiento gradual de las hojas más viejas, que van secándose a medida que se acerca la época de maduración y recolección de los frutos. Con el paso del tiempo, la necrosis va avanzando hacia las hojas más jóvenes, lo que acaba provocando finalmente la marchitez completa de la parte aérea; esto puede ocurrir en pocos días (Lobo, 1990; Mertely *et al.*, 1991). Debido a la pérdida de la cubierta vegetal, los frutos de las plantas afectadas pueden presentar daño solar, es decir, quemaduras y manchas en la corteza producidas por el sol (Martyn y Miller, 1996). Además, estos frutos presentan menos contenido de azúcares y un tamaño menor del habitual, perdiendo de esta forma todo el valor comercial (Mertely *et al.*, 1991; Martyn y Miller, 1996).

Al final del cultivo se puede detectar uno de los síntomas más característicos para el diagnóstico del colapso causado por *M. cannonballus*: la aparición en la raíz de los peritecios del hongo, que presentan el aspecto de unos puntos negros, redondos y algo emergentes (Watanabe, 1997). Por este motivo, este síndrome también ha recibido el nombre de “black spot root rot”, “pepper spot” (Mertely *et al.*, 1991) y “puntos negros de las raíces” (García – Jiménez *et al.*, 1994b). La presencia de estos peritecios y la ausencia de decoloraciones vasculares sirve para distinguir esta enfermedad de otros casos de marchitez de la parte aérea provocados por otros hongos (Mertely *et al.*, 1991).

9.8. Epidemiología

M. cannonballus es un patógeno monocíclico (Martyn y Miller, 1996), es decir, que completa su ciclo vital a lo largo de un ciclo de cultivo del hospedante, en este caso las especies de la familia de las Cucurbitáceas (Figura 1.4). Las ascosporas son el inóculo primario, y se hallan en el suelo. Éstas germinan e infectan las raíces de las cucurbitáceas susceptibles produciendo los síntomas comentados anteriormente. La germinación de las ascosporas se ve favorecida por los exudados del sistema radical de las plantas, así como por temperaturas de entre 25 y 30°C. Finalmente, la planta acaba muriendo a consecuencia del estrés hídrico en la época de maduración de los frutos, al no poder suministrar la deteriorada raíz el agua necesaria. Los peritecios del hongo se forman sobre las raíces afectadas cuando la temperatura del suelo es idónea o en la raíz muy deteriorada, en los estados avanzados de la enfermedad (Waugh *et al.*, 2003; Stanghellini *et al.*, 2004a). En ellos se forman las ascosporas, que acaban incorporándose al suelo, cerrándose de esta forma el ciclo. Se ha estimado que las raíces de una única planta de melón infectada por *M. cannonballus* son capaces de producir cerca de 400.000 ascosporas (Waugh *et al.*, 2003).

Además de su implicación para el desarrollo del hongo en sí, la temperatura ambiental juega un papel primordial en el colapso o muerte súbita del melón. Las temperaturas medias diarias de entre 20 y 35° C parecen estar asociadas a la marchitez del melón causada por *M. cannonballus*. Este resultado contrasta con el encontrado para *A. cucurbitacearum*, pues en este caso es suficiente alcanzar temperaturas de entre 20-30° C cerca del final de la estación de crecimiento para que se presenten los mismos problemas (Bruton *et al.*, 1999).

Estudios realizados recientemente indican que es necesaria al menos una temperatura en suelo igual o superior a 25°C para que tenga lugar la formación de peritecios (Waugh *et al.*, 2003). Este hecho es muy importante para la reproducción y supervivencia de *M. cannonballus* en el suelo, pues descarta que los peritecios del hongo puedan formarse en invierno en las raíces de otras plantas, y señala al cultivo de cucurbitáceas. En este sentido, Pivonia *et al.* (1997) determinaron que *M. cannonballus* era el principal agente causante de colapso en el valle de Arava (Israel), donde la temperatura media estival se sitúa en 23° C durante la noche y 38° C durante el día. En esta misma zona, se vio que la muerte por estrés hídrico sobrevinía en los cultivos desarrollados durante el verano y no en los cultivos primaverales. En el mismo orden de cosas, en el estudio de Stanghellini *et al.* (2004a) se establece que cuando el ciclo de cultivo se desarrolla en la época estival o a principios del otoño, la infección de la raíz puede producirse entre los 9 y los 17 días de la fecha de plantación. En cambio, si el cultivo tiene lugar entre invierno y principios de primavera, en zonas en las que la climatología no sea demasiado adversa, la infección no comienza hasta los 35-37

días de la plantación, o bien entre 47 y 65 días después de la plantación, si ésta tiene lugar a principios del invierno. Todos estos resultados apuntan al carácter termófilo de *M. cannonballus*. Además, según estos autores, el colapso de las plantas se produjo únicamente en el cultivo de invierno-primavera, mientras que no ocurrió en el cultivo efectuado en verano-otoño.

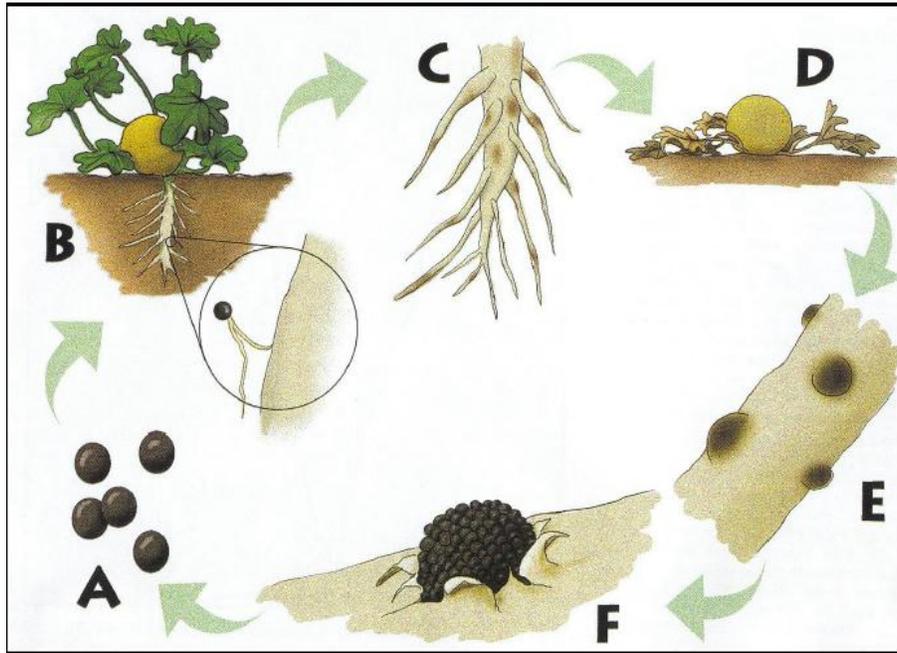


Figura. 4. Ciclo de *M. cannonballus* (Fuente: Cohen et al., 2002)

El número de frutos cuajados es también un importante factor para que una planta infectada por *M. cannonballus* acabe sufriendo marchitez o colapso. Así, las plantas con un gran número de frutos, son más propensas a sufrir estrés, debido a que la demanda hídrica es superior y las raíces afectadas son incapaces de suministrarla, debido a la pérdida de raíces. Aquí la temperatura vuelve a jugar un papel importante, pues las temperaturas bajas reducen la evapotranspiración y pueden evitar el estrés hídrico, a pesar de que la planta presente una elevada carga de frutos (Pivonia *et al.*, 2002a). Además de la temperatura y la carga de frutos, el genotipo es el tercer factor interrelacionado, y los tres deberán ser tenidos en cuenta a la hora de elaborar estrategias de control frente a *M. cannonballus* (Wolf, 1996).

Asimismo, hay que tener en cuenta que la baja cantidad de agua que recibe la parte aérea de la planta, no sólo es consecuencia del deterioro de las raíces, ya que el ataque de *M. cannonballus* provoca también como respuesta la formación de tilosas en el xilema. La consecuencia de este proceso puede ser la oclusión parcial o total de algunos vasos, que reducen la capacidad de transportar agua por la planta y colaboran en el aceleramiento del estrés hídrico (Alcantara *et al.* 1995;

1998). Como se observa, es la demanda de agua uno de los factores principales en la expresión del principal síntoma de la afección; de esta manera, el régimen de irrigación juega también un importante papel. En las parcelas sometidas a baja irrigación, la marchitez o “colapso” de la parte aérea se retrasa; esto se debe a la menor carga de frutos y al desarrollo de un sistema radical más profundo, que pueda aportar con mayor facilidad toda la demanda de agua por parte de la planta. Por el contrario, el rendimiento que poseen estas plantas que reciben una dosis de agua más baja, es menor que el de las plantas bajo el régimen de irrigación habitual (Pivonia *et al.*, 2004).

El inóculo primario de *M. cannonballus* son las ascosporas, que se hallan en el suelo, y que tras la implantación del cultivo, comienzan a germinar infectando la raíz y provocando los síntomas ya conocidos (Stanghellini *et al.*, 1996; Stanghellini *et al.*, 2004b). Se estima que la capacidad del micelio vegetativo para actuar como inóculo es inferior a la de las ascosporas (Tsay *et al.*, 1999). Se han realizado numerosos estudios destinados a conocer el nivel de ascosporas existente en el suelo. Los más relevantes han sido los trabajos de Mertely *et al.* (1993b) en Texas, Stanghellini *et al.* (1996) en Arizona, y Aegerter *et al.* (2000) en California. De estos estudios se desprenden algunas ideas importantes, por ejemplo, que la distribución de las ascosporas en el suelo es bastante uniforme, tanto horizontal como verticalmente. Por su parte Waugh *et al.* (2000) constataron que el sistema radical del melón puede llegar a soportar una producción de 395.000 ± 115.000 ascosporas; esta población, uniformemente distribuida en el terreno en una profundidad de entre 10 y 20 centímetros puede equivaler a un incremento de 10,3 ags (ascosporas/g de suelo). En estudios posteriores, Waugh *et al.* (2003) indicaron que los campos con un nivel de 2 ags son altamente susceptibles de presentar problemas de colapso en un futuro.

Sin embargo, el estímulo que deben recibir las ascosporas para germinar todavía es desconocido. Se sabe que la microflora propia del suelo juega un papel muy importante; según algunos estudios, las ascosporas de *M. cannonballus* germinan perfectamente en la rizosfera de melón plantado en suelo de campo, no obstante, no pueden germinar las que se encuentran en un sustrato autoclavado (Stanghellini *et al.*, 2000). Estos autores, tras añadir a varias muestras de suelo de campo distintos tipos de antibióticos (estreptomocina, penicilina), afirmaron que la germinación de ascosporas de *M. cannonballus* se veía favorecida por la presencia de actinomicetos y bacterias gram-positivas junto con exudados de raíces de melón.

La secreción de enzimas es un proceso típico de la mayoría de hongos fitopatógenos, que se ayudan de estas sustancias para poder penetrar en el tejido del hospedante. Estas enzimas suelen actuar sobre las moléculas o polímeros que forman la pared celular (celulosa, pectinas y hemicelulosa) y algunas cubiertas

(proteínas, cutina y lignina) (Agrios, 1996). En el caso de *M. cannonballus* solamente se ha encontrado la producción de celulasa; en cambio, otro hongo causante de “colapso” como *A. cucurbitacearum* segrega celulasa y poligalacturonasa, lo cual le proporciona mayor poder de penetración en el hospedante (Bruton *et al.*, 1996a). Por otro lado, algunas plantas segregan determinados metabolitos en respuesta al ataque de hongos fitopatógenos. En el caso de las cucurbitáceas, la respuesta al ataque de *M. cannonballus* es la secreción de ciertas sustancias denominadas cucurbitacinas (Peterek, 1998), que podrían tener cierta función defensiva, como las fitoalexinas (Agrios, 1996).

Por último, se han realizado algunos trabajos previos de histopatología en raíz de melón, para ver cuál es la secuencia del ataque de *M. cannonballus* (Gálvez, 2000). En los últimos estudios efectuados, se ha comparado la infección de este hongo en raíces de melón y calabaza. *M. cannonballus* es capaz de invadir las células del parénquima del córtex tanto en calabaza como en melón, encontrándose en este caso circulación longitudinal y transversal, por el interior de las células o por los espacios intercelulares. En este trabajo se observó de forma muy clara la presencia de tilosas en vasos xilemáticos, procedentes de plantas de melón y calabaza afectadas por *M. cannonballus* (Alfaro- Fernández, 2004). Posteriormente, Waugh *et al.* (2005), observaron también presencia y crecimiento de hifas en el interior de las células y en xilema. Estos autores afirmaron que el comportamiento de *M. cannonballus* se parece más al de un patógeno causante de marchitez vascular en su modo de parasitismo, aunque no se extiende a través del sistema vascular hacia los tejidos de la parte aérea de la planta.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Colección de plantas enfermas

Las muestras de melón (*Cucumis melo* L.) se recolectaron en la fecha de 17 de abril del 2013, en un predio de un agricultor de melón que presento síntomas de colapso de melón el 17 de abril. El terreno estaba lleno de maleza y las plantas estaban ya marchitas y abandonadas. Las muestras se colectaron en el municipio de Matamoros, Coahuila.

Se colectaron plantas al azar colectando 16 plantas adultas tratando de no maltratar la raíz ya que ese era el objetivo a analizar. Las muestras fueron puestas en bolsas de plástico para transportarlas al laboratorio del Departamento de Parasitología de la UAAAN-UL.

3.2. Análisis de las plantas

El análisis de las plantas, se realizó en el laboratorio del Departamento de Parasitología de la UAAAN-UL revisando el follaje y las raíces de las plantas a simple vista y bajo el microscopio estereoscópico (marca Carl Zeiss, modelo Stemi DV4 200401462).

3.2.1. Descripción de síntomas

Follaje

La descripción de síntomas de la parte aérea se hizo en el campo y en el laboratorio donde se observaron plantas adultas con marchitez.

Raíz

También se revisó la raíz buscando cambios como pudrición, manchas necróticas y la posible presencia de estructuras como micelio, cuerpos fructíferos (peritecios), esporas.

3.2.2. Descripción del fitopatógeno

En las raíces de las plantas se buscó la presencia de peritecios en el microscopio estereoscópico; una vez localizado con ayuda de bisturí se realizó un corte fino y con la aguja se extrajo una pequeña muestra del hongo la cual se colocó sobre un portaobjetos colocando así una gota de lactofenol, enseguida,

sobre la muestra se colocó un cubre objetos. Se observaron con el microscopio compuesto (marca Carl Zeiss, número de serie 19035814) un aumento de 40X pudiendo así observar las ascas. Esta observación se hizo para hacer la descripción del fitopatógeno.

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Descripción de síntomas

Follaje

En las hojas, sobre todo en el campo se observó una marchitez, en la que las hojas adquirieron un color café claro y finalmente la muerte repentina de la planta. Estos síntomas concuerdan con los que se describen para el colapso del melón (Martyn y Miller, 1996)

Raíz

En la raíz de la planta, se observaron puntos negros redondos y algo emergentes que son los peritecios, de color negro.

3.2. Descripción del fitopatógeno

Al extraer los peritecios, se liberaron las ascas, que contienen una sola ascospora circular, de color negro, en forma de bala de cañón; esta descripción concuerda con la que se hace para el hongo *Monosporascus cannonbalus* (Martyn y Miller, 1996). El nombre del hongo se deriva del hecho de que el asca tiene una sola ascospora de la forma descrita previamente.

V.CONCLUSIONES

De acuerdo a las condiciones en las que se desarrolló el trabajo y a los resultados obtenidos se acepta la hipótesis y se concluye que:

- ❖ Los síntomas observados en el follaje y raíz corresponden a la enfermedad conocida como el colapso del melón.
- ❖ El agente causante de la enfermedad es el hongo *monosporascus cannonballus*

VI. BIBLIOGRAFIA

- Agrios, G.N. 1996. Fitopatología. Ed. Uteha-Noriega Editores, México D.F., México. 838 pp.
- Alfaro-Fernández, A. 2004. Histopatología del ataque de *Acremonium cucurbitacearum* Alfaro-García, W. Gams J. García-Jiménez y *Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker a melón y calabaza. Trabajo Fin de Carrera. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad Politécnica de Valencia.
- Anónimo, 1986. Manual para la Educación Agropecuaria. Cucurbitáceas. Ed. Trillas. México. Pág. 16.
- Beltrán, R. Aspectos ecológicos y patológicos de *Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker. (Monografía). Valencia. Universidad Politécnica de Valencia. 2001.
- Boyhan, G. E., W. T. Kelley y D. M. Granberry. 1999. Culture of melons, p. 1. In: Cantaloupe and Specialty melons. Georgia State University. Bulletin 1179.
- Bruton, B.D., García-Jiménez, J., and Armengol, J. 1999. Analysis of the relationship between temperature and vine declines caused by *Acremonium cucurbitacearum* and *Monosporascus cannonballus* on muskmelon. *Subtropical Plant Science* 51: 23-28.
- Bruton, B.D., and Miller, M.E. 1996a. Occurrence of vine decline diseases of muskmelon in Guatemala. *Plant Disease* 81: 694. *Bulletin* 6: 203-211.
- Buzi, A., Chilosi, G., Reda, R., e Magro, P. 2004. Il collasso da *Monosporascus cannonballus*: emergenza fitopatologica su melone e cocomero. *Colture Protette* 33(12): 85-87.
- CAELALA, (Campo Agrícola Experimental La Laguna). 1984. Guía para la Asistencia Técnica Agrícola en la Laguna. INIA-SARH. Matamoros, Coah. México.
- Cano, R. P. 1994. Híbridos de melón en cama angosta. In: S. Flores A. (ed) Cuarto día del melonero. INIFAP-CIRNOC-CELALA: Matamoros, Coahuila. . Publicación especial No 47: 25-33.
- Cano, R. P. y V. H. Gonzáles V. 2002. Efecto de la distancia entre camas sobre el crecimiento, desarrollo, calidad de fruto y producción de Melón (*Cucumis melo*L.). CELALA-INIFAP-SAGARPA. Matamoros, Coahuila, México. Informe de investigación.

- Cano, R. P.; Chew M., Y. I.; Chávez G. F.; Jiménez D. F.; Nava C., U.; López R., E.; Ávila G., R. y Castro I., A. 1999. El amarillamiento del melón (*Cucumis melo* L.) en el Norte-Centro de México. Posibles causas y estrategias de control. Comité Regional de Sanidad Vegetal de la Región Lagunera de Coahuila y Durango. INIFAP-CELALA. Torreón. Coah. México. 13 p.
- Cásseres, E. 1966. Producción de hortalizas. Editorial IICA-OEA. Lima, Perú. P. 215.
- Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD). 2002. Manual de Buenas Prácticas Agrícolas y de Manejo, Guía para el Agricultor. CIAD-Centro Público de Investigación de CONACYT. Culiacán, Sinaloa.
- Chew, M. Y.I. Vega, P.A. y Palomo, R. M. 2008. Enfermedades de melón (*Cucumis melo* L.) en diferentes fechas de siembra en la Región Lagunera. México [en línea] [https://www.google.com/?hl=es#hl=es&q=ENFERMEDADES+DEL+MEL%C3%93N+\(Cucumis+melo+L.\)+EN+DIFERENTES+FECHAS+DE+SIEMBRA+EN+LA+REGI%C3%93N+LAGUNERA.+M%C3%89XICO.](https://www.google.com/?hl=es#hl=es&q=ENFERMEDADES+DEL+MEL%C3%93N+(Cucumis+melo+L.)+EN+DIFERENTES+FECHAS+DE+SIEMBRA+EN+LA+REGI%C3%93N+LAGUNERA.+M%C3%89XICO.) [2013/11/21].
- Chew, M. Y.I. y Gaytán, M.A. 2013. Inifap-Campo experimental La Laguna, Muerte súbita ó Colapso del melón causada por *Monosporascus cannonballus* [En línea]. AGRICULTURA MODERNA http://issuu.com/emilioandino/docs/agmoderna_09. [2013/11/21].
- Claridades Agropecuarias, 2000. Melón Mexicano Ejemplo de Tecnología. Sección Abriendo surcos. (Fecha de consulta: 26-06-2010) En línea: <http://www.aserca.gob.mx/sicsa/claridades/revistas/084/ca084.pdf#page=35>
- Cohen, R., Horev, C., Burger, Y., Shriber, S., Hershenhor n, J., Katan, J., and Edelstein, M. 2002. Horticultural and pathological aspects of *Fusarium* wilt management using grafted melons. *Hort Science* 37(7): 1069-1073.
- Collado, J., González, A., Platas, G., Stchigel, A.M., Guarro, J., and Peláez, F. 2002. *Monosporascus ibericus* sp. nov., and endophytic ascomycete from plants on saline soils, with observations on the position of the genus based on sequence analysis of the 18S rDNA. *Mycological Research* 106(3): 118-127.
- Consejo Nacional Agropecuario (CNA). 2008. México: Exportaciones Agroalimentarias a Estados Unidos. Capítulo XII. In. Compendio Estadístico del Sector Agroalimentario. <http://www.cna.org.mx/pulics.htm> (consultado 28 de septiembre de 2013).

- Delgado, R. M. y Nava C.U. Manejo Integrado de Plagas del Melón 2009. Memorias de I Simposio "Producción Moderna de Melón y de Tomate" XIII Congreso Nacional de Ciencias Hortícolas. Torreón, Coahuila, México. En línea: http://www.ejecutips.com/iap/Eventos/Documentos/Mip_melon.pdf. [2013/10/08]
- Espinosa, A. J. J., Orona C., I. y Cano R., P. 2002. Producción y comercialización del melón en México, Estados Unidos y América. In: Melón: Tecnologías de producción y Comercialización. CELALA. CIRNOC. INIFAP. Matamoros, Coah., México. P. 19-45. (Libro técnico No 4).
- Espinoza, A. J.J. Cano, R. P. y Orona, C. I. 2003. Volumen III. Pp 12. Utilización de Tecnologías de producción modernas para obtener ventajas de mercado: Los casos del acolchado plástico y semillas híbridas en melón en la Comarca Lagunera [En línea]. Revista Mexicana de Agronegocios <http://www.redalyc.org/pdf/141/14101207.pdf>. [21/11/ 2013].
- Espinoza, A. J.J. 1983. Producción y Comercialización del Melón en la Comarca *Lagunera*. Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro", Buenavista, Saltillo, Coah. México.
- Espinoza, A., J.J. Lozada, C. M. y Leyva N. S. 2011. Volumen 28. Posibilidades y restricciones para la exportación de melón cantaloupe producido en el Municipio de Mapimí, Dgo., México al mercado de los Estados Unidos [En línea] <http://ageconsearch.umn.edu/bitstream/99475/2/12.Mel%C3%B3n%20INIFAP.pdf>. [2013/11/21].
- Espinoza, A., J.J. 1990. "Situación del Cultivo del Melón en la Comarca Lagunera: Aspectos Técnicos y Socioeconómicos" 1er Día del Melonero. Publicación Especial No. 33 del Campo Agrícola Experimental de la Laguna INIFAP-SARH. Matamoros, Coah. México.
- Espinoza, A., J.J. 1998. México-U.S.-Caribbean Nations Melon Trade: A Simulation Análisis of Economic Forces and Government Policies. Tesis de Doctorado, Texas A&M University, College Station, TX.
- Espinoza, A., J.J.; Orona C., I. y Cano R., P. 2003. El cultivo de melón en la Comarca Lagunera: Aspectos sobre producción, organización de productores y comercialización. In: Técnicas actualizadas para producir melón. 5° Día del Melonero. SAGARPA-INIFAP-CIRNOC-CELALA. Matamoros, Coah. México. Publicación Especial No. 49:1-12.
- Fuller, H., J. y D. D. Ritchie. 1967. General Botany, ed. Barnes y Noble. New York, U S A.

- Gálvez, A. 2000. Estudios sobre la patogenicidad de cepas de *Monosporascus cannonballus* Pollack & Uecker aisladas de melón. Histopatología del ataque a raíz de melón. Trabajo Fin de Carrera. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad Politécnica de Valencia.
- García-Jiménez, J., Armengol, J., Martínez-Ferrer, G., Velázquez, M^a .T., y Alfaro, A. 1992. Evolución del aspecto de la raíz de melón y de su micoflora asociada en una par cela afectada de muerte súbita. *Phytoma España* 41: 13-18.
- Guenkov, G. 1974. Fundamentos de la horticultura Cubana. Instituto Cubano del libro. La Habana, Cuba.
- Habbletwaite, P. D. Fundamentos de la horticultura Cubana. Instituto Cubano del libro. La Habana, Cuba.
- Hawksworth, D.L., and Ciccarone, A. 1978. Studies on a species of *Monosporascus* isolated from *Triticum*. *Mycopathologia* 66(3): 147-151.
- Hecht, D. 1997. Cultivo del melón, p. 1 In: Seminario Internacional sobre: Producción de hortalizas en diferentes condiciones ambientales. Shefayim, Israel.
- Heo, N.Y., Ryu, K.Y., Hyun, I.H., and Kwon, J.H. 2001a. Occurrence and distribution of *Monosporascus* root rot and pathogenicity of *Monosporascuscannonballus* on Cucurbitaceae plants. *Research in Plant Disease* 7 (1): 11 15.
- Huitrón, R., M, V. y Camacho, F., F. 2009. El injerto en el cultivo de melón y sandía como alternativa al uso de bromuro de metilo [En línea]. Secretaría de medio ambiente y recursos naturales <http://app1.semarnat.gob.mx:8080/sissao/images/pdf2013/ProyectoBMMexicoMELONYSANDIACOLIMA09-10.PDF>. [21/11/2013].
- Infantino, A., Ciuffreda, G., Montuschi, C., Carlucci, A., Pucci, N., Savino, A., and Frisullo, S. 2002a. Fungi associated with vine decline and root rots of cucurbits in Italy. *Journal of Plant Pathology* 84(3): 183.
- Johnson, H.1981. Plant characteristics, p. 5. In: Muskmelon production in California. Division of Agricultural Sciences, University of California. Leaflet 2671.
- Krikun, J. 1985. Observations on the distribution of the pathogen *Monosporascus eutypoides* as related to soil temperature and fertigation. *Phytoparasitica* 13: 3-4.

- Leaño, F. 1978. Melón en: Hortalizas de fruto ¿ cómo?, ¿ cuándo?, ¿ dónde? Manual del cultivo maduro. Traducción del Suizo. Ed. Del VACCHI; Barcelona, España.
- Lingle S, 1990. Malons, squashes and gourds.Agricultural Research Service.US Departament of Agriculture.Weslaco, Texas. USA.
- Lovic, B .R., Martyn, R .D., y Lobo, M. 1996. Agresividad de los aislados españoles de *Monosporascus cannonballus*. Resúmenes del VIII Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología: 139. Córdoba.Septiembre 1996.
- Malloch, D., and Cain, R.F. 1971. New clestothecial Sordariaceae and a new family, Coniochaetaceae.*Canadian Journal of Botany* 49: 869-880.
- Marco, M.H. 1969. El melón: Economía, producción y comercialización. Editorial Acribia. España. Pp. 42-45, 49-52, 53-64.
- Marr, Ch., N. Tisserat, B. Bauernfeind y K. Gast. 1998. Muskmelons. Kansas State University. Bulletin: MF-1109. P. 1.
- Martyn, R .D., and Miller, M.E . 1996. *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. *Plant Disease* 80(7): 716-725.
- Martyn, R.D., and Miller, M.E. 1996. *Monosporascus* root rot and vine decline: an emerging disease of melons worldwide. *Plant Disease* 80(7): 716-725.
- Martyn, R.D., Lovic, B.R., and Miller, M.E. 1993a. Evidence that *Monosporascus cannonballus* and *M. eutypoides* may be synonymous.*Plant Disease* 12: 1347.
- Martyn, R.D., Lovic, B.R., Maddox, D.A., Germash, A., and Miller, M.E. 1994. First report of *Monosporascus* root rot/vine decline of watermelon in Tunisia. *Plant Disease* 78(12): 1220.
- Martyn, R.D., Mertely, J.C., Miller, M.E., Katsar, C., and Baasiri, R. 1992. Morphology and germination of *Monosporascus cannonballus* ascospores.*Phytopathology* 8 2: 1115.
- Mertely, J.C., Martyn, R.D., Miller, M.E ., and Bruton, B .D. 1991. Role of *Monosporascus cannonballus* and other fungi in a root rot/vine decline disease of muskmelon. *Plant Disease* 75: 1133-1137.
- Mertely, J.C., Martyn, R.D., Miller, M.E., and Bruton, B.D. 1991. Role of *Monosporascus cannonballus* and other fungi in a root rot/vine decline disease of muskmelon. *Plant Disease* 75: 1133-1137.

- Mertely, J.C., Matyn, R.D., Miller, M.E., and Bruton, B .D. 1993a. An expanded host range for the mus kmelon pathogen *Monosporascuscannonballus* .*Plant Disease* 77: 667-673.
- Mertely, J.C., Martyn, R.D., Miller, M.E. & Bruton, B.D. Quantification of *Monosporascus cannonballus* ascospores in three commercial muskmelon fields in south Texas. *Plant Disease* 77: 766-771. 1993.
- Metely, J.C., Martyn, R.D., Miller, M.E., and Bruton, B.D. 1991. Role of *Monosporascus cannonballus* and other fungi in a root rot/vine decline disease of muskmelon. *Plant Disease* 75: 1133-1137.
- Parsons, D. B. 1983. Manual para la Educación Agropecuaria. Cucurbitáceas. Área de Producción Vegetal. S. E. P. Ed. Trillas. México. P. 16, 23 y 48.
- Peterek, S.A., Kuti, J.O., Miller, M.E., and Bruton, B.D. 1998. Cucurbitacin content in muskmelon roots infected with *Monosporascus cannonballus*. *Phytopathology* 88(9): s70.
- Pivonia, S., Cohen, R., Cohen, S., Kigel, J., Levita, R ., and Katan, J. 2004. Effect of irrigation regimes on disease expression in melon plants infected with *Monosporascus cannonballus*. *European Journal of Plant Pathology* 110: 155-161.
- Pivonia, S., Cohen, R., Kafkafi, U., BenZe'ev, I .S., and Katan, J. 1997. Sudden wilt of melons in southern Israel: fungal agents and relationship with plant development. *Plant Disease* 81(11): 1264-1268.
- Pivonia, S., Cohen, R., Katan, J., and Kigel, J. 2002a. Effect of fruit load on the water balance of melon plants infected with *Monosporascuscannonballus* .*Physiological and Molecular Plant Pathology* 60: 39-49.
- Pivonia, S., Cohen, R., Kigel, J., and Katan, J. 2002b. Effect of soil temperature on disease development in melon plants infected by *Monosporascus cannonballus* .*Plant Pathology* 51: 472-479.
- Polizzi, G., Catara, V., e Catara, A. 2002. Difesa delle specie orticole con speciale riferimento all'Italia meridionale. *Informatore Fitopatologico* 9: 26- 32.
- Pollack, F.G., and Uecker, F.A. 1974. *Monosporascus cannonballus*: an unusual ascomycete in cantaloupe roots .*Mycologia* 66: 346-349.
- Sales, JR., R., Nascimento, I.J.B, Freitas, L.S., Beltrán, R., Armengol, J., VICENT, A. & García-Jiménez, J. First report of *monosporascus cannonballus* on melon in Brazil. *Plant Disease* 88:84. 2004.
- Salvat, 1979. Diccionario Enciclopédico. Editores Barcelona, España.

- Schultheis, J. R. 1998. Muskmelons (Cantaloupes). North Carolina Cooperative Extension Service. NCSU. Leaflet Hil-8.
- Secretaría de Agricultura Ganadería Pesca y Alimentación SAGARPA-Laguna. 2008. Delegación Federal en la Comarca Lagunera. Anuarios Estadísticos 1980-2007.
- Secretaria de Agricultura Ganadería Pesca y Alimentación SAGARPA. 2004. Plan Rector del Sistema Producto Melón en la Comarca Lagunera. Delegación de la SAGARPA en la Comarca Lagunera. Ciudad Lerdo, Dgo. 34 p.
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2009. Empresas Reconocidas por el SENASICA en la Aplicación de BPAY BPM. México, D.F.
- Sivanesan, A. 1991a. *Monosporascus cannonballus*. *Mycopathologia* 114: 53- 54.
- Stanghellini, M.E., Kim, D.H., Waugh, M.M., Ferrin, D.M., Alcantara, T., and Rasmussen, S.L. 2004a. Infection and colonization of melon roots by *Monosporascus cannonballus* in two cropping seasons in Arizona and California. *Plant Pathology* 53: 54-57.
- Stanghellini, M.E., Kim, D.H., Waugh, M.M., Ferrin, D.M., Alcantara, T., and Rasmussen, S.L. 2004a. Infection and colonization of melon roots by *Monosporascus cannonballus* in two cropping seasons in Arizona and California. *Plant Pathology* 53: 54-57.
- STANGHELLINI, M.E. & RASMUSSEN, S.L. A quantitative method for the recovery of ascospores of *Monosporascus cannonballus* from field soil. *Phytopathology* 82: 1115. 1992.
- Tamaro, D. 1974. Manual de horticultura. 7 ed. Ed. Gustavo Gili, Barcelona, España.
- Tamaro, D., 1988. Manual de horticultura. Ed. Gustavo Gili. Buenos Aires Argentina. P393, 404, 405.
- Tiscornia, J. R. 1974. Hortalizas del fruto. Tomate, Pepino, Pimiento y otras. Editorial Albatros. Buenos Aires, Argentina.
- Troutman, J.L., and Matejka, J.C. 1970. Three fungi associated with cantaloupe roots in Arizona. *Phytopathology* 60: 1317.
- Tsay, J.G., and Tung, B.K. 1997. Effects of *Monosporascus cannonballus* on the growth of cucurbit and solanaceous vegetable seedlings. *Plant Pathology Bulletin* 6: 203-211.

- Tyler, K. B., D. M. May y K. S. Maybetty. 1981. Climate and soils. P. 3-5. In: Muskmelon production in California. Division of Agricultural Sciences, University of California. Leaflet 2671.
- Uecker, F.A., and Pollack, F. G. 1975. Development and cytology of *Monosporascus cannonballus*. Botanical Gazette 136(3): 333-340.
- Uematsu, S., Hirota, K., Shiraishi, T., Ooizumi, T., Sekiyama, K., Ishikura, H., and Edagawa, Y. 1992. *Monosporascus* root rot of bottle gourd stock of watermelon caused by *Monosporascus cannonballus*. *Annals of the Phytopathological Society of Japan* 20: 312-316.
- Valadéz. L., A. 1994. Produccion de hortalizas. Ed. Limusa, México
- Watanabe, T. 1979. *Monosporascus cannonballus*, an ascomycete from wilted melon roots undescribed in Japan. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 20: 312-316.
- Waugh, M.M., Kim, D.H., Ferrin, D.M. & Stanghellini, M.E. Reproductive potential of *monosporascus cannonballus*. *Plant Disease* 87: 45-50. 2003.
- Waugh, M.M., Kim, D.H., Ferrin, D.M., and Stanghellini, M.E. 2003. Reproductive potential of *Monosporascus cannonballus*. *Plant Disease* 87:45-50.
- Waugh, M.M., Kim, D.H., Ferrin, D.M., and Stanghellini, M.E. 2003. Reproductive potential of *Monosporascus cannonballus*. *Plant Disease* 87: 45-50.
- Whitaker, T. y G. Davis, 1962. Cucurbits: Botany, Cultivation and Utilization. Ed. Interscience Publishers. New York USA. P. 1, 187-192.
- Whitaker, T. y W. Bemis, 1979. Curcubitáceas. In: Evolución de cultivos de plantas. Editado por N. W. Simmonds. Ed. Logman. Londres. P567.
- Wikipedia, the free encyclopedia. 2013. *Monosporascus cannonballus* [En línea] http://en.wikipedia.org/wiki/Monosporascus_cannonballus. [2013/11/21].
- Yoldi, M. 2000. Abriendo Surcos [En línea]. Claridades agropecuarias <http://www.aserca.gob.mx/sicsa/claridades/revistas/084/ca084.pdf>. [2013/12/05].
- Zapata, M., P. Cabrera, S. Bañon y P. Rooth. 1989. El melón. Ediciones Mundi Prensa. Madrid España.

,