

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA “ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA

División Regional de Ciencia Animal



**TIPOS Y CLASIFICACIÓN DE HONGOS QUE AFECTAN AL FORRAJE VERDE
HIDROPONICO EN LA COMARCA LAGUNERA.**

POR:

MIGUEL ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ.

TESIS:

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO DE:
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

SEPTIEMBRE DEL 2014.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"

UNIDAD LAGUNA.

División Regional de Ciencia Animal



TESIS:

**TIPOS Y CLASIFICACIÓN DE HONGOS QUE AFECTAN AL FORRAJE VERDE
HIDROPÓNICO EN LA COMARCA LAGUNERA**

POR:

MIGUEL ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ.

APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORÍA

DR. FERNANDO ULISES ADAME DE LEÓN.
PRESIDENTE DEL JURADO.


MCV. RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ.
**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL
DE CIENCIA ANIMAL.**



**Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal**

TORREÓN, COAHUILA.

SEPTIEMBRE DEL 2014.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"

UNIDAD LAGUNA

División Regional de Ciencia Animal



TESIS:

MIGUEL ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ

**TIPOS Y CLASIFICACIÓN DE HONGOS QUE AFECTAN AL FORRAJE VERDE
HIDROPÓNICO EN LA COMARCA LAGUNERA.**

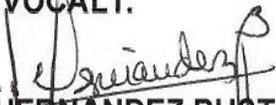
**TESIS ELABORADA BAJO LA SUPERVISIÓN DEL COMITÉ PARTICULAR DE
ASESORÍA Y APROBADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL
TÍTULO DE:**

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA.

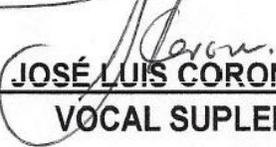
DR. FERNANDO ULISES ADAME DE LEÓN.
PRESIDENTE DEL JURADO.


MC. MARGARITA Y. MENDOZA RAMOS.

VOCAL 1.


Ph.D. JUAN DAVID HERNÁNDEZ BUSTAMANTE.

VOCAL 2.


MC. JOSÉ LUIS CORONA MEDINA.
VOCAL SUPLENTE.

TORREÓN, COAHUILA

SEPTIEMBRE DEL 2014.

AGRADECIMIENTOS

Antes que nada le agradezco a Dios por permitirme terminar la carrera de Médico Veterinario Zootecnista.

A MIS ASESORES.

Agradezco a mi asesor por darme la oportunidad de trabajar en unos de sus proyectos de tesis es para mí grato haber trabajado a la lado de usted Dr. Fernando Ulises Adame de León.

También agradezco a mis co-asesoras:

MC. Margarita y MVZ. Olivia García Morales, quienes fueron parte fundamental en este proyecto de investigación, gracias por regalarme parte de su tiempo ya que sin su apoyo no hubiera hecha un buen trabajo.

A MI ALMA MATER

Agradezco a mi universidad por acobijarme en sus aulas y hacerme un profesionista y un hombre de bien.

A MI TIO:

Sr. Julio Cesar Gordillo Ramírez, gracias por todos sus consejos, sus palabras de aliento, el aconsejarme de nunca rendirme ante toda adversidad, ir para adelante con la mirada al frente.

A MIS AMIGOS:

MVZ. Octavio Coello Fonseca, MVZ. José Eleasin Arroyo Esquipula, MVZ. Carlos Edwin Vázquez Coutiño, Hugo Adrián Aguirre García, Luis Fernando Ramírez Gómez. Gracias por su apoyo durante estuvimos estudiando en la universidad por todas las anécdotas que pasamos en torreón y sobre todo por brindarme su amistad.

También agradezco a una persona muy especial en mi vida, la Srita. Viridiana García Zarate, gracias por tenerme paciencia y por apoyarme en todo, gracias por estar en las buenas y malas.

DEDICATORIA:

A MIS PADRES:

En memoria de mi madre: Sra. Martha Alicia Vázquez Alvarado, que sin sus consejos, sus jalones de orejas, sus regaños, no hubiese llegado a terminar mi carrera, ya que ella quería que me prepara y que fuera un profesionalista, espero que de donde ella este vea que todos sus sacrificios, sus mortificaciones de cuando venía a estudiar hasta torreón, valieron la pena y de que hoy en adelante ella será mi ejemplo a seguir ya que fue muy luchadora, trabajadora y que ella nunca se dio por vencida por nada hasta su último día. TE AMO MAMÁ.

A mi padre: el Sr. Miguel Ángel Ramírez Muñoz, le dedico este triunfo, ya que sin su apoyo, no estuviera hasta donde estoy, gracias por el ejemplo que me haz dado, de amar a la profesión que uno estudia, de sacrificar momentos con tu familia, para ser alguien en la vida y que no falte el pan de cada día. Gracias por compartir todos esos consejos y anécdotas que mi abuelo Toñito te dio cuando niño, el amar el trabajo de campo como tu y mi abuelo lo han hecho, el ser humilde con las demás personas.

A mi hermana: ISC. Guadalupe Concepción Ramírez Vásquez, el ponerme el ejemplo en el estudio, el demostrarme tú como mujer que ante toda adversidad se puede llegar al objetivo que uno se propone.

A mi sobrino Kevin Rodrigo Cruz Ramírez, quien todavía está muy chico para entender muchas cosas, pero es parte fundamental de mi familia.

Este logro también se lo dedico a una personita que viene en camino y que será parte primordial en mi vida para seguir adelante y cumplir nuevas metas.

INDICE

Contenido

AGRADECIMIENTOS.....	i
DEDICATORIA:	ii
INDICE	iii
RESUMEN.....	viii
INTRODUCCION:.....	1
LITERATURA REVISADA:.....	3
Antecedentes de Producción de FVH.....	4
Importancia de la producción de FVH.....	4
Ventajas de Producir FVH.	6
a) Espacio:	6
b) Agua:	7
c) Calidad de forraje:	7
d) Inocuidad:	8
e) Eficiencia de producción:	8
f) Costos de producción:	8
g) Diversificación de la producción:	9
h) Comercialización:	9
Desventajas de Producir FVH	10
a) Poco conocimiento de la tecnología	10
b) Costos de instalación:	10
c) Trabajo continuo:	10
Factores que afectan la producción de FVH.....	11
Calidad de la semilla.....	11
Iluminación.....	11
Temperatura.....	12
Humedad.	13
Calidad del agua de riego.	14
El pH del agua de riego.....	14

Conductividad eléctrica del agua de riego.	15
Densidad de siembra.	16
Cultivo.	16
Especies.	16
La concentración del CO ₂ del ambiente.	16
Proceso de producción del FVH.	17
Selección de las semillas.	17
Lavado y desinfección de la semilla.	17
Densidad de siembra.	18
Período de remojo y pre germinación de la semilla.	18
a. Fisiología de la producción de forraje verde hidropónico.	19
b. La germinación.	19
1. Absorción de agua.	20
2. Movilización de nutrientes.	20
3. Crecimiento y diferenciación.	21
4. Etapa de producción (inicio de riegos).	21
5. Cosecha y rendimiento del forraje.....	22
Soluciones nutritivas utilizadas en los cultivos hidropónicos.	22
Valor nutricional del forraje verde hidropónico.	23
Utilización de FVH en Alimentación Animal.	23
DESCRIPCION DEL PROBLEMA:.....	25
Enfermedades causadas por hongos del suelo en los cultivos hidropónicos.....	25
Enfermedades de las plántulas.	25
Podredumbre de las raíces y de las base del tallo en plantas adultas.....	27
Enfermedades causadas por <i>Pythium sp.</i>	27
Enfermedades causadas por <i>Phytophthora sp.</i>	29
Enfermedades causadas por <i>Rhizoctonia solani.</i>	29
Enfermedades causadas por <i>Chalara elegans.</i>	30
Enfermedades causadas por <i>Fusarium oxysporum f. sp. Radicis-lycopersici.</i>	30
Otras podredumbres de las raíces de las plantas adultas.....	31
Enfermedades vasculares en plantas adultas.	32

En tomate por <i>Fusarium oxysporum f. sp. Lycopersici</i>	32
HONGOS IDENTIFICADOS EN LA COMARCA LAGUNERA	33
<i>FUSARIUM</i> :.....	33
El hongo produce tres clases de esporas:	33
Clamidosporas:	33
Morfología:.....	34
Identificación:	34
Ambiente:.....	35
Síntomas:.....	37
Ciclo de la enfermedad:.....	37
Diseminación:.....	38
Epidemiología:.....	39
HONGOS LEVADURIFORMES:.....	39
Ambiente:.....	39
<i>ASPERGILLUS</i> :.....	41
Morfología:.....	41
Identificación:	42
Ambiente:.....	42
<i>MUCOR sp</i> :.....	43
<i>Trichophyton</i> :.....	44
OBJETIVO:.....	47
HIPOTESIS:	47
MATERIALES Y METODOS:	47
Materiales de laboratorio:.....	47
Materiales para microcultivos:	48
Localización y duración de la investigación:	49
Metodología de la investigación:.....	49
Construcción de anaquel:.....	50
Sistema de riego:.....	50
Lavado de las semillas:	50
Desinfección de las semillas:.....	51

Pregerminación:.....	51
Colocar las semillas en las charolas:	51
Investigación y experimentación:.....	51
Protocolo de muestras de forraje verde hidropónico para la identificación de hongos:.....	51
Cultivo de hongos para identificación morfológico:.....	52
Cultivo en portaobjetos (técnica de Rivaller y Seydel)	52
Técnica de identificación de hongos (técnica de Ridell).	53
IDENTIFICACIÓN DE HONGOS EN EL MICROSCOPIO:	60
RESULTADO Y DISCUSIÓN:	65
GRAFICAS:	69
CONCLUSIÓN:.....	69
BIBLIOGRAFIA:.....	71

INDICE DE CUADROS.

CUADRO 1. Densidad de siembra recomendada para el cultivo de forraje verde hidropónico.	18
CUADRO 2 Composición química de la solución mayor.....	23
CUADRO 3 Composición química de la solución menor.	23
CUADRO 4. Análisis nutricional del forraje hidropónico.....	23
CUADRO 5 Temperatura y actividad del agua requeridas para el crecimiento de algunas especies de Fusarium (Lacey 1989, Backhouse 2001).	36
CUADRO 6 Temperatura y actividad de agua requerida para el desarrollo de algunas especies de Aspergillus y Eurotium (Lacey, 1989).	43
CUADRO 7 Tipos de agua de riego.....	56
CUADRO 8 Tipo de Agua de Riego.....	57
CUADRO 9 Clasificación de hongos.	58
CUADRO 10 Clasificación de hongos.	59
CUADRO 11 Número de muestras positivas en hongos.....	65
CUADRO 12. Número de muestras positivas en hongos.....	66
CUADRO 13 Porcentaje de muestras contaminadas.	68

INDICE DE FIGURAS

FIGURAS 1 Forma en que se cortan los cuadros de agar para el cultivo.	53
FIGURAS 2 Material para el microcultivo y puesta del cuadro de agar.	53
FIGURAS 3 Inoculación de agar.....	54
FIGURAS 4 Inactivación del hongo.....	54
FIGURAS 5 Realización de la preparación en fresco del cultivo.	55
FIGURAS 6 Agrupación de Hongos.....	55
FIGURAS 7. <i>Fusarium Oxysporum</i>	60
FIGURAS 8 Hongos Levaduriformes	60
FIGURAS 9 <i>Trichophyton rubrum</i>	61
FIGURAS 10. <i>Trichophyton violaceum</i>	61
FIGURAS 11 <i>Trichophyton</i>	62
FIGURAS 12 <i>Aspergillus terreus</i>	62
FIGURAS 13 <i>Mucor circinelloides</i>	63
FIGURAS 14 <i>Aspergillus flavus</i>	63
FIGURAS 15 <i>Clamidosporas de fusarium</i>	64
FIGURAS 16 <i>Trichophyton tonsurans</i>	64

RESUMEN

En el presente trabajo se identificó que tipo de hongos contaminan al forraje verde hidropónico cuando el medio ambiente de producción no son los adecuados. En este experimento se utilizaron cuatro tipos de semillas (maíz, sorgo, avena, trigo), lo cual fueron regadas por cuatro tipos de agua (agua de la “Antonio Narro”, agua del centro de Cd. Lerdo, Dgo., agua de la Col. Amistad, y una testigo (agua hervida). Se tomaron 15 muestras de cada semilla, desde el inicio de la siembra hasta los 7 días después, en el cual se identificarían que tipos de hongos afectarían al forraje verde hidropónico.

El diseño experimental de este trabajo se trató de tomar 5 gr de cada muestra, sumergirlo en caldo peptonado para que las esporas de los hongos se desprendieran, se tomaron 4 ml de caldo peptonado para después colocar 1ml a 4 cajas Petri. De esas 4 cajas de Petri 2 estuvieron a una temperatura de 25⁰C y las otras 2 a una temperatura de 35⁰C, para después la identificación de hongos en el microscopio. La realización de microcultivos o cultivos en portaobjetos que consisten en obtener una pequeña colonia de hongo sobre la superficie de un portaobjetos, creciendo prácticamente en el mismo plano. Esto facilita la observación de la totalidad de las estructuras características de cada especie, lo cual permite el estudio morfológico de estas.

Para el cultivo de hongos el medio más empleado es el sabouraud. La selectividad se debe a su bajo pH y la alta concentración de glucosa, esto favorece el crecimiento de hongos y dificultan el de bacterias. Sin embargo, esas dos características de los medios Sabouraud hacen que sea necesario tomar precauciones a la hora de prepararlos.

De las poblaciones de hongos que se presentaron como contaminantes la que en mayor grado afectó al FVH fue, *Mucor circinelloides* contaminando 9 muestras de un total de 40, con un porcentaje del 22.5% de las muestras contaminadas, en segundo lugar fue: *Fusarium oxysporum* contaminando 7 muestras de 40, con un total del 17.5% de las muestras contaminadas. En tercer lugar fueron: *Aspergillus terreus*, *Trichophyton*, *Aspergillus flavus* contaminando 5 muestras de 40, con un total del 12.5% de las muestras contaminadas. *Fusarium oxysporum* contaminando 7 muestras de 40, con un total del 17.5% de las muestras contaminadas. En cuarto lugar fueron: *Clamidosporas de fusarium*, contaminando 3 muestras de 40, con un total del 7.5% de las muestras contaminadas. En quinto lugar fueron: *Trichophyton violaceum* y *Trichophyton tonsurans*, contaminando 2 muestras de 40, con un total del 5% de las muestras contaminadas. En sexto y último lugar fueron: *Hongos Levaduriformes*, *Trichophyton rubrum* , contaminando 1 muestra de 40, con un total de 2.5% de las muestras contaminadas.

PALABRAS CLAVE: Forraje Hidropónico, Hongos, Identificación, Contaminación, Microcultivo.

ABSTRAC:

In the present work it was found that the type of fungi contaminated hydroponic Green fodder when the production environment are not adequate. In this experiment four types of seeds (corn, sorghum, oats, wheat), which were watered by four types of water (the "Antonio Narro" water from the center of Ciudad Lerdo, Durango were used., Col. Amistad water, and a control (boiled water. 15 samples were taken from each seed, from the beginning of planting up to 7 days, which would identify types of fungi that affect the hydroponic green fodder.

The experimental design of this work has tried to take 5 grams of each sample immersion in peptone broth for fungi spores has been made, 4 ml of peptone broth were taken and then placed at 1 ml to 4 Petri dishes. Of these four Petri dishes 2 were at a temperature of 25° C and the other two at a temperature of 35° C, then then identification of fungi in the microscope. Microcultures conducting or slide cultures which consist in a small colony of fungus on the surface of a carrier, increasing substantially the same plane. This facilitates observation of the entirety of the structural characteristic of each species, which allows the morphological study of these.

Of fungal populations that arose as contaminants which affected to a greater extent FVH was to defile *Mucor circinelloides* 9 samples from a total of 40. With a percentage of 22.5% of the contaminated samples, secondly was *Fusarium oxysporum* defile 7 samples 40, totaling 17.5% of the contaminated samples. Thirdly were *Aspergillus terreus*, *Trichophyton*, *Aspergillus flavus* 40 contaminating 5 samples, with a total of 12.5% of contaminated samples. Fourthly were *Chlamydozozoa* *Fusarium* and they pollute 3 samples 40. Totaling 7.5% of the contaminated samples. Fifthly were: *Trichophyton violaceum* and *Trichophyton tonsurans*, they pollute 2 samples 40, totaling 5% of the samples contaminated. Sixthly and finally were yeast fungus, *Trichophyton rubrum*, are contaminating one sample of 40, with a total of 2.5% of samples contaminated.

KEYWORDS: Hydroponic Forage, Mushrooms, identification, contamination, microcultures.

INTRODUCCION:

Una de las actividades económicas más importantes en México es la ganadería, las cuales se sustentan, por una parte, en la explotación de pastizales naturales que representa cerca del 23 por ciento de la extensión territorial, de los principales ecosistemas de México INEGI, (2005). Por otro lado, la siembra de 1,228,166 ha, para la producción de forrajes verdes, maíz, avena, sorgo (SAGARPA, 2003).

En la parte norte de México se ha tenido desabasto de forraje convencional en la última década como consecuencia de fenómenos climatológicos tales como sequías y heladas, lo cual ha afectado negativamente la producción agropecuaria (Vargas 2008, Rivera et al 2010). Por otra parte, la Comarca Lagunera, región ubicada entre los estados de Durango y Coahuila en el norte del país, es la mayor cuenca lechera a nivel nacional además de ser una importante zona productora de carne bovina y de ave (SIAP 2010).

Sin embargo, a pesar de que los beneficios de una buena alimentación son bien conocidos, en nuestro medio se presentan una serie de factores que no permiten que la misma pueda llevarse a cabo, como lo es el aspecto económico. La mayoría de explotaciones pecuarias requieren la compra de insumos externos de alto costo económico (concentrado, minerales y otros) para mantener niveles adecuados de producción. Todos esos insumos son costosos y está de más recordar que, por lo general, los gastos de alimentación en una explotación pueden oscilar entre el 50% y el 80% del total de los costos de producción.

La disponibilidad de área, ya sea para la siembra de forrajes de corte o para pastoreo de los animales, es otro factor que limita una adecuada alimentación. En muchas ocasiones, hay más animales de los que la finca puede mantener, es decir, no hay suficiente área para producir el pasto requerido por los animales en la finca.

Al considerar también la cantidad o disponibilidad de pasto o forraje en una finca, se puede presentar otro tipo de problema, que tiene que ver con los factores climático-ambientales. Al darse en nuestro país una estacionalidad en el patrón de lluvias, se presenta también una estacionalidad en el patrón de crecimiento de los pastos, por lo que en esa época se da un abundante crecimiento y una buena disponibilidad; no así en la época seca, donde esta es nula o casi nula, especialmente en las zonas más secas del país.

Hoy en día, la técnica de hidroponía juega un papel muy importante en el desarrollo global de la agricultura. La presión por el crecimiento de la población, los cambios climáticos, la erosión del suelo, la falta de agua y su contaminación.

Son algunos de los factores que han influenciado la búsqueda de nuevos métodos alternos de producción (FAO, 2002). Esta técnica ha sido utilizada en la producción de vegetales y hortalizas, no así en el campo de la producción de forraje, donde su uso ha sido muy limitado, especialmente en nuestro país. El sistema ofrece una alternativa para la producción rápida y simple de forraje verde de gran valor en época seca o cuando las condiciones climáticas no permitan la cosecha de forraje, sea por parte del hombre o por parte de los animales.

El forraje hidropónico (FVH), es una tecnología de producción de biomasa vegetal que se obtiene a partir de la germinación y crecimiento de semillas de cereales. El FVH es de alta digestibilidad, calidad nutricional y es apto para la alimentación animal. El sistema ofrece una alternativa muy valiosa para la producción rápida y simple de forraje verde en época de sequía, suplemento que en estas condiciones resulta ser importante fuente de excelente alimento para el ganado y que significa la diferencia entre su peso, perder tal condición o su valor total. Se produce en ausencia del suelo y en condiciones protegidas donde se controlan algunas variables ambientales (luz, temperatura y humedad). Usualmente se utilizan semillas de maíz, avena, cebada, trigo, sorgo entre otras. El proceso se realiza en contenedores de plástico rígido (charolas) por un periodo de entre 10 a 14 días, con riegos de agua hasta que los brotes alcancen un largo de 3 a 4 cm, a partir de ese momento, se continúan los riegos con una solución nutritiva con el fin de proporcionarle los nutrimentos necesarios para el óptimo crecimiento del forraje, así como también el de otorgarle, entre otras características, su alta palatabilidad, buena digestibilidad y excelente sustituto del alimento concentrado (Less, 1983; Hidalgo, 1985; Morales, 1987).

Representa una alternativa de producción de forraje para la alimentación de corderos, cabras, terneros, vacas, caballos entre otros rumiantes; conejos, pollos, gallinas, patos, cuyes y chinchillas entre otros animales domésticos y es especialmente útil durante períodos de escasez de forraje verde, en innumerables ocasiones han ocurrido pérdidas importantes de ganado y de animales menores como consecuencia de déficits alimentarios o faltas de forrajes, henos, ensilajes o granos para alimentación animal, así como también el problema de los fenómenos climatológicos adversos, tales como las sequías prolongadas, nevadas, inundaciones, afectando negativamente la producción o limitando el acceso al forraje producido en forma convencional para alimentación de los animales.

LITERATURA REVISADA:

Los sistemas de producción bovina sustentan sus prácticas alimenticias en el componente forrajero, elemento que es considerado como el insumo de menor costo a través del cual es posible suplir gran parte de las demandas nutricionales de los animales en producción (Fumagalli y Kunst 2002).

Existe una interdependencia entre el suelo como medio de soporte radical del cultivo, la pastura como fuente de alimentación y el componente animal, factores que conjugados determinan la complejidad de los sistemas de explotación ganaderos, y requieren de tiempos prolongados para comprobar la respuesta a cualquier cambio que permita adecuar la oferta forrajera de acuerdo a las demandas de la explotación (De León 2004).

No obstante los sistemas de producción de forraje convencionales han venido experimentando serias dificultades marcadas por la situación actual del sector agropecuario, el intenso crecimiento en la tasa de urbanización y el aumento en el valor de las tierras centrales se han encargado de desplazar las explotaciones pecuarias hacia sectores donde se reduce el potencial de producción forrajero (Fernández, citado por Pezo et al., 1996).

Aunado a lo antes mencionado, la necesidad de intensificar y mejorar la eficiencia en las prácticas de producción animal de una manera sostenible, el incremento en la demanda de productos alimenticios, la expansión de la frontera agrícola y ganadera, la erosión del suelo y la contaminación de las aguas, el crecimiento estacional de los pastos debido a la estacionalidad de las lluvias, son algunos de los factores que han dirigido la investigación hacia la búsqueda de métodos alternos de producción de alimentos (Money 2005, Rotar 2006).

La producción convencional de forrajes en regiones áridas y semiáridas tiene problemas como falta de agua, suelos pobres en materia orgánica, con problemas de salinidad y elevados costos de producción (Santamaría et al., 2004). Además, la calidad del forraje no es uniforme durante todo el año por lo cual, los ganaderos realizan cambios en el suministro de la ración alimenticia, presentándose regularmente pérdida de peso y enfermedades en el ganado (SAGARPA-SENASICA, 2000). El forraje verde hidropónico (FVH) es una alternativa de producción sostenible que puede mantener y mejorar las condiciones de productividad y sanidad del ganado (Campelo et al., 2007), y su uso representa una opción viable, económica y segura que puede ser utilizada en la nutrición animal (Vargas, 2008).

Una característica destacable acerca del FVH es la acelerada producción de biomasa en periodos de 10 a 15 días después de la siembra, (Muller et al., 2006a).

Por otra parte, se ha reportado que el comportamiento productivo de este sistema depende de varios factores que incluyen las condiciones ambientales, ciclo de cultivo, variedad de la especie forrajera y tipo de fertilización, que puede ser tradicional (química) u orgánica (Muller et al., 2006b).

Dentro de los factores importantes en la producción de FVH están el genotipo y el tiempo de cosecha, lo cual permite seleccionar el material con mayor potencial de rendimiento, además de determinar en qué estado de desarrollo del cultivo se obtiene mayor calidad del forraje (Muller et al., 2006c).

Antecedentes de Producción de FVH.

Debido a que la cadena alimenticia se inicia en las plantas, que son el sustento de los animales y estos, a su vez, proveen de alimentos y productos diversos para el ser humano (Rodríguez, 2003; Foley et al., 1973), el cual se ha estado interesado por conservar esta cadena por motivos de supervivencia propia (NRC, 2002b; Sanderson et al., 2003; Scarbrough et al., 2001), teniendo como resultado, la obtención de técnicas que le permitan conservar el funcionamiento de esta cadena (Bohner et al., 2002^a; Currier et al., 2004; NRC, 2002^a; SAGARPA, 2003; Titgemeyer et al., 2004; Whitlock et al., 2003), tal es el caso de la técnica de producción de FVH (Rodríguez, 2003; FAO, 2002).

El sistema fue inicialmente desarrollado y aprobado en Australia, donde se convirtió en un salvavidas para los ganaderos que lucharon en uno de las peores sequías por décadas, donde muchos productores han mostrado gran interés, ya que ofrece soluciones rentables a largo plazo (Carruthers, 2003).

El concepto de FVH tiene inicio en el siglo XVII cuando el científico irlandés Robert Boyle (1627-1691) citado por Arano, (1998) realizó los primeros experimentos de cultivos en agua. Pocos años después, sobre el final de dicha centuria, John Woodward citado por Arano, (1998) produjo germinaciones de granos utilizando aguas de diferentes orígenes y comparó diferentes concentraciones de nutrientes para el riego de los granos así como la composición del forraje resultante.

Importancia de la producción de FVH.

En la actualidad uno de los problemas más preocupantes en el mundo es la insuficiencia de alimentos, tanto de origen animal como vegetal (Rodríguez, 2003), esta insuficiencia es atribuida en parte por la falta de continuidad en la producción

tanto vegetal (IREBC, 1976; NRC, 1995; NRC, 1981^a), ya que las condiciones climáticas no son constantes, la producción de forraje no es constante y por lo tanto la producción animal es variable (IREBC, 1976).

Una forma de reducir esta variabilidad es manteniendo condiciones climáticas uniformes en áreas donde se desarrolle el forraje de manera continua (Arano, 1998; FAO, 2002; Rodríguez, 2003), logrando así alimentar animales en forma constante conforme a sus requerimientos nutricionales (Rodríguez, 2003), para que estos tengan una producción menos variable (NRC, 1995; NRC, 1981^a).

Además de obtener una producción animal menos variable al utilizar la producción de FVH, se ha reportado que también produce un beneficio económico en la producción originado por las ventajas que ofrece (Arano, 1998; FAO, 2002; Rodríguez, 2003).

Como una alternativa importante, se gesta la producción de FVH, que se trata de una tecnología de producción de biomasa obtenida a partir del crecimiento inicial de las plantas en los estados de germinación y crecimiento temprano de plántulas a partir de semillas viables (FAO, 2001).

La hidroponía se basa en la producción de plantas en soluciones nutritivas líquidas en lugar de utilizar el suelo como sustrato. La mayoría de los trabajos han centrado su aplicación en vegetales y hortalizas, no obstante orientado hacia la producción de alimento para ganado y otras especies animales generando un producto altamente nutritivo, rico en enzimas y vitaminas que se pueden desarrollar a escalas industriales que aumentarían el rendimiento por área (Rotar, 2004).

El forraje hidropónico es el resultado del proceso de germinación de granos que se realiza durante un periodo de 10 a 15 días. Pretendiendo que el grano germinado alcance una altura promedio de 25 centímetros (Chang et al., 2002). No obstante Henriques, citado por Muller et al., (2005) menciona que una edad de cosecha adecuada del cultivo puede estar entre 16 y 20 días de acuerdo a las necesidades del productor, sin pasar ese periodo de tiempo. Durante el proceso de germinación de una semilla se producen una serie de cambios que le permiten a la plántula en pocos días captar energía luminosa y a través de un proceso de crecimiento acelerado desarrollar su parte radicular y aérea con muy poco contenido de fibra y altos contenidos de aminoácidos en forma libre y que se aprovecha fácilmente por los animales (Valdivia, 1997).

Con el forraje hidropónico se puede alimentar ganado vacuno, porcino, caprino, equino, cunícola y una gran cantidad de animales domésticos con excelentes resultados. Entre las ventajas que representa el forraje hidropónico, se puede decir que: permite un suministro constante durante todo el año, se pueden emplear terrenos marginales, se reduce el desperdicio de agua.

Se obtiene una fuente alternativa de alto valor nutricional, es completamente natural por lo que hay una menor incidencia de enfermedades, se puede dar un aumento en la fertilidad y la producción de leche (Money, 2005). En general, todas las ventajas que los animales puedan obtener de una buena alimentación.

Ventajas de Producir FVH.

La eficiencia del sistema de producción de FVH es muy alta. Estudios realizados en México (Lomelli, 2000), con control del volumen de agua a aplicar, luz, nutrientes y CO₂ (anhídrido carbónico), demostraron que a partir de 22 Kg de semillas de trigo es posible obtener en un área de 11,6 m² (1.89 Kg semilla/ m.c.) una óptima producción de 112 Kg de FVH por día (9.65 Kg FVH/m²/día). En todos los resultados mencionados anteriormente el sistema de producción de FVH ha posibilitado obtener mayor calidad de carne; aumento del peso vivo a la fecha de faena; aumento en la proporción de pelo de primera en el vellón de conejos; mayores volúmenes de leche; aumento de la fertilidad; disminución de los costos de producción por sustitución parcial de la ración por FVH (Hidalgo, 1985; Morales, 1987; Pérez, 1987; Bravo, 1988; Valdivia, 1996; Sánchez, 1997; Arano, 1998).

El FVH se ofrece tierno a los animales, es un germinado muy rico en vitaminas, especialmente la A y E, tiene grandes cantidades de carotenoides, cuyo contenido puede variar de 250 a 350 mg por kg de materia seca (MS), posee una elevada cantidad de hierro, calcio y fósforo, alta digestibilidad, puesto que la presencia de lignina y celulosa es escasa, además es muy apetecible (Valdivia, 1996, citado por Rodríguez et al., 2003), su aspecto, sabor, color y textura le confieren una elevada palatabilidad a la vez que aumenta la asimilación de otros alimentos.

Las ventajas que la producción de FVH son:

a) Espacio:

La disminución del espacio requerido para la producción de forraje se obtiene en el sistema de producción de FVH, debido a que puede ser instalado en forma modular en la dimensión vertical, lo que optimiza el uso del espacio útil.

b) Agua:

Es importante recordar el concepto de que toda materia viva depende del agua (Bidwell, 1990), por lo cual es el principal limitante para incrementar la producción agrícola así como la seguridad de alimento en el siglo 21 (Nosberger et al., 2001).

En escala global el 97% es salada, del agua dulce el 2.25% está atrapada en los glaciares y hielo, dejando solo 0.75% disponible en agua dulce localizada en mantos acuíferos, ríos y lagos. La mayoría de esta agua dulce el (69%), es utilizada para la producción agrícola, 23% para propósitos industriales y 8% para propósitos domésticos (Parthapar, 2000).

En el sistema de producción de FVH las pérdidas de agua por evapotranspiración, escurrimiento superficial e infiltración son mínimas comparadas con las condiciones de producción convencional en especies forrajeras, cuyas eficiencias varían entre 270 a 635 litros de agua por Kg de materia seca. Alternativamente, la producción de 1 Kilo de FVH requiere de 2 a 3 litros de agua con un porcentaje de materia seca que oscila, dependiendo de la especie forrajera, entre un 12% a 18% (Sánchez, 1996; Lomelí, 2000; Rodríguez et al., 2000). Estos se traduce en un consumo total de 15 a 20 litros de agua por kilogramo de materia seca obtenida en 14 días, (FAO, 2002).

Esta alta eficiencia del FVH en el ahorro de agua explica porque los principales desarrollos de la hidroponía se hayan observado principalmente en países con eco zonas desérticas. La alta eficiencia en el uso del agua vuelve atractiva la alternativa de producción de FVH por parte de pequeños productores que son afectados por pronunciadas sequías, las cuales llegan a afectar la disponibilidad inclusive de agua potable para el consumo (FAO, 2002).

c) Calidad de forraje:

El FVH posee una alta calidad y palatabilidad (Niguez, 1988; Dosal, 1987); existe preferencia de los animales entre variedades de pasto debido a la palatabilidad (Rosthoj y Branda et al., 2001), Poppi et al., (1981^a), mencionan que los bovinos y los ovinos tiene la tendencia de consumir más hojas que tallos de plantas (Black y Kenney, 1984), realizaron investigaciones con ovejas probando dos tipos de pasturas y encontraron que los animales seleccionan la que puedan ingerir más rápido.

El FVH es un suculento forraje verde de aproximadamente 20 a 30 cm de altura (dependiendo del período de crecimiento) y de plena aptitud comestible para los animales (Hacker y Minson, 1972; Foley, et al., 1973; Murphy, 1991; FAO, 2002; Rodríguez, 2003). Su alto valor nutritivo se obtiene debido a la germinación de los granos (Arano, 1998; Rodríguez, 2003), y la etapa en que se ofrece a los animales (Hacker y Minson, 1972; McDonald et al., 1988).

d) Inocuidad:

El FVH producido, representa un forraje limpio e inocuo sin la presencia de hongos e insectos. Asegura la ingesta de un alimento conocido por su valor alimenticio y su calidad sanitaria. A través del uso del FVH los animales no comerán hierbas o pasturas indeseables que dificulten o perjudiquen los procesos de metabolismo y absorción. Tal es el caso de un hongo denominado comúnmente “come suelo” que aparece usualmente en el centeno, el cual, si es ingerido por hembras preñadas induce aborto inmediato con la trágica consecuencia de la pérdida del feto y hasta de la misma madre (FAO, 2002).

Asimismo en vacas lecheras, es frecuente que los animales ingieren malezas que transmiten a la leche sabores no deseables para el consumidor final o no aceptados para la elaboración de quesos, artesanales fundamentalmente (Sánchez, 1996).

e) Eficiencia de producción:

La producción de FVH apto para alimentación animal tiene un ciclo de 10 a 15 días. En ciertos casos, por estrategia de manejo interno de los establecimientos, la cosecha se realiza a los 14 o 15 días, a pesar que el óptimo definido por varios estudios científicos, no puede extenderse más allá del día 12. Aproximadamente a partir de ese día se inicia un marcado descenso en el valor nutricional de FVH (FAO, 2002; Rodríguez, 2003).

f) Costos de producción:

Es importante encontrar la mejor opción económica para la utilización del forraje (Cox y Cherney, 2005), Combs (2001), menciona que los sistemas lecheros basados en pasturas manejadas intensivamente pueden reducir los costos de insumos e incrementar el retorno neto en granjas de tamaño pequeño y medio. En este caso, la mayor ventaja está asociada con las reducciones en el costo de producción de forraje.

Las inversiones necesarias para producir FVH dependerán del nivel y de la escala de producción. El análisis de costos de producción de FVH realizado por la FAO (2002); Rodríguez (2003) y Arano (1998), revelan que considerando los riesgos de sequías entre otros fenómenos climáticos adversos, las pérdidas de animales y los costos unitarios del insumo básico (semilla) el FVH es una alternativa económicamente viable que merece ser considerada por los pequeños y medianos productores. En el desglose realizado por la FAO (2002), sobre los costos, se aprecia la gran ventaja que tiene este sistema de producción por su significativo bajo nivel de costos fijos en relación a las formas convencionales de producción de forrajes. Al no requerir de maquinaria agrícola para su siembra y cosecha, el descenso de la inversión resulta evidente.

g) Diversificación de la producción:

El uso del FVH posibilita intensificar y diversificar el uso de la tierra. Productores en Chile han estimado que 170 m² de instalaciones con bandejas modulares en 4 pisos para FVH de avena, equivalen a la producción alternativa en otros rubros o para rotación de largo plazo y dentro de programas de intensificación sostenible de la agricultura. De igual forma, el sistema FVH posibilita regularizar la entrega de forraje a los animales para asistir a exposiciones, remates o ferias ganaderas, sin embargo el FVH no intenta competir con los sistemas tradicionales de producción de pasturas, pero si complementaria especialmente durante períodos de déficit (Arano, 1998; FAO, 2002).

h) Comercialización:

El FVH ha demostrado ser una alternativa aceptable comercialmente, considerando tanto la inversión como la disponibilidad actual de tecnología (FAO, 2002). El sistema puede ser puesto a funcionar en pocos días sin costos de iniciación para proveer en forma urgente forraje como complemento nutricional (Arano, 1998; FAO, 2002; Rodríguez, 2003). También permite la colocación en el mercado de insumos (forraje) que posibilitan generar alianzas o convenios estratégicos con otras empresas afines al ramo de la producción de forraje tales como las empresas que venden semillas, ferias, aras de caballos, cuerpos de caballería del Ejército, etc. (FAO, 2002). En la actualidad existen empresas comercializadoras de FVH en distintos países y todas ellas gozan de un buen nivel aparente de ventas (FAO 2002; Rodríguez, 2003).

Desventajas de Producir FVH

Las principales desventajas identificadas en un sistema de producción de FVH son:

a) Poco conocimiento de la tecnología.

Son vendidos a productores sin conocer exactamente las exigencias del sistema, la especie forrajera y sus variedades, su comportamiento productivo, plagas, enfermedades, requerimientos de nutrientes y de agua, óptimas condiciones de luz, temperatura, humedad, ambiente, y niveles óptimos de concentración de CO₂ (FAO,2002).

Un gran número de estos proyectos han sufrido significativos fracasos por no haberse accedido a una capacitación previa que permita un correcto manejo del sistema. Se debe tener presente que, por ejemplo, para producción de forraje verde hidropónico, sólo precisamos un fertilizante foliar quelatizado, el cual contenga, aparte de los macros y micro nutrientes esenciales, un aporte básico de 200 partes por millón de nitrógeno.

Asimismo el FVH es una actividad continua y exigente en cuidados lo que implica un compromiso concreto del productor. La falta de conocimientos e información simple y directa, se transforma en desventaja, al igual que en el caso de la tecnología de hidroponía familiar (Arano, 1998; FAO, 2002).

b) Costos de instalación:

Morales (1987), cita que una desventaja que representa este sistema sería el elevado costo de implementación. Sin embargo, se ha demostrado (Sánchez, 1996) que utilizando estructuras de invernaderos hortícolas comunes, se logran excelentes resultados. Alternativamente, productores agropecuarios brasileños han optado por la producción de FVH directamente colocado a piso sobre plástico negro y bajo micro túneles, con singular éxito. La práctica de esta metodología a piso y en túnel es quizás la más económica y accesible (FAO, 2002).

c) Trabajo continuo:

Por ser una actividad continua donde se manejan ciclos cortos de producción, que exige cuidados especiales implicando un compromiso concreto del productor. La falta de conocimientos e información simple y directa, se transforma en desventaja, al igual que en el caso de la tecnología de hidroponía familiar (Arano, 1998; FAO, 2002).

Factores que afectan la producción de FVH.

Cualquier cosa que afecte la salud de las plantas afecta el crecimiento y producción, lo cual puede reducir seriamente su utilidad para el humano (Agris, 1988). Debido a ello, esta sección comprende todas aquellas variables que por su importancia, condicionan en la mayoría de las veces, el éxito o fracaso de un emprendimiento hidropónico.

Calidad de la semilla.

El éxito del FVH comienza con la elección de una buena semilla, tanto en calidad genética como fisiológica. Si bien todo depende del precio y de la disponibilidad la calidad no debe ser descuidada. La semilla debe representar como mínimo un porcentaje de germinación no inferior al 75 % para evitar pérdidas en los rendimientos de FVH (FAO, 2002).

La semilla a utilizar debe estar limpia y tratada con una solución de hipoclorito de sodio al 1% a través de un baño de inmersión, el cual debe durar como máximo 3 minutos; y que el lote de semillas no debería contener semillas partidas ni semillas de otros cultivares comerciales (FAO, 2002).

Iluminación

Si no existiera luz dentro de los recintos para FVH, la función fotosintética no podría ser cumplida por las células verdes de las hojas y por lo tanto no existiría producción de biomasa. La radiación solar es por lo tanto básica para el crecimiento vegetal, a la vez que es promotora de la síntesis de compuestos (por ejemplo: Vitaminas), los cuales serán de vital importancia para la alimentación animal (Araño, 1998; FAO, 2002; Rodríguez, 2003).

Al comienzo del ciclo de producción del FVH, la presencia de luz durante la germinación de las semillas no es deseable por lo que, hasta el tercer o cuarto día de sembradas las bandejas, deberán estar en un ambiente de luz muy tenue pero con oportuno riego para favorecer la aparición de los brotes y el posterior desarrollo de las raíces.

A partir del tercero o cuarto día se inicia el riego con solución nutritiva y se exponen las bandejas a una iluminación bien distribuida pero nunca directa de luz solar, una exposición directa a la luz del sol puede traer consecuencias negativas (aumento de la evapotranspiración, endurecimiento y quemaduras de las hojas).

Cuando la producción de FVH se localiza en recintos cerrados o aislados de la luz solar (piezas cerradas, galpones viejos sin muchas ventanas, casas abandonadas, etc.), en los dos últimos días del proceso de producción.

Se expone las bandejas a la acción de la luz para lograr, como cosa primordial, que el forraje obtenga su color verde intenso característico y por lo tanto complete su riqueza nutricional óptima.

Si la opción de producción es exclusivamente en recintos cerrados sin luz natural, se tendrá entonces que pensar en una iluminación artificial en base a tubos fluorescentes bien distribuidos y encendidos durante 12 a 15 horas como máximo. Para el cálculo de la iluminación debe considerarse que el FVH sólo requiere una intensidad lumínica de 1.000 a 1.500 micro watts cm en un periodo de aproximadamente 12 a 14 horas diarias de luz. El uso de la luz solar es siempre la más recomendable, por lo que se debe agudizar el ingenio para lograr un máximo aprovechamiento de la luz solar y por consecuencia, lograr menores costos de producción, prioridad básica para cualquier proyecto de producción de FVH. Esto puede estar facilitado con una orientación de las instalaciones de Este a Oeste, favoreciendo de este modo la construcción de aberturas en estructuras pre existentes (FAO, 2002).

Temperatura.

Wilson y Ford (1973), mencionan que las plantas tienen diferentes comportamientos según las condiciones climatológicas en que se encuentra. El calor intenso afecta al cultivo del maíz (Plourd, 1999), por lo que los cuidados de producción de forraje deben ser intensos. Para la producción de FVH, la temperatura es una de las variables más importantes. Ello implica efectuar un debido control sobre la regulación de la misma. El rango óptimo para producción de FVH se sitúa siempre entre los 18^o C y 26^o C (FAO, 2002).

La variabilidad de las temperaturas óptimas para la germinación y posterior crecimiento de los granos en FVH es diverso. Es así que los granos de avena, cebada y trigo, entre otros, requieren de temperaturas bajas para germinar, el rango de ellos oscila entre los 18^oC a 21^oC.

Sin embargo el maíz, muy deseado por el importante volumen de FVH que produce (Nayigihugu, et al., 2003), aparte de su gran riqueza nutricional, necesita de temperaturas óptimas que varían entre los 25^oC y 28^oC (FAO, 2002).

Guerrero (1992), menciona que la temperatura ideal para la nacencia del maíz se encuentra próxima a los 15^oC, mientras que en la fase de crecimiento la temperatura ideal se encuentra comprendida entre 24 y 30^oC. Además menciona que por encima de los 30^oC se presentan problemas en la actividad celular, disminuyendo la capacidad de absorción del agua por las raíces, agregando también que las noches cálidas no son benéficas para el maíz, pues la respiración es muy activa y la planta utiliza importantes reservas de energía a costa de la fotosíntesis realizada durante el día.

Una herramienta importante que debe estar instalada en los locales de producción es un termómetro de máxima y mínima que permitirá llevar el control diario de temperaturas y detectar rápidamente posibles problemas debido a variaciones del rango óptimo de la misma. Lo ideal es mantener siempre en el recinto de producción, condiciones de rango de temperatura constante. Para ello, en el caso de climas o épocas del año muy frías, necesario calentar el ambiente, y viceversa, en climas o estaciones del año de muy altas temperaturas, habrá que ventilarlo al extremo o enfriarlo. Usualmente la calefacción dentro del recinto de producción, viene dada por la inclusión de estufas de aserrín. El número de éstas está en función de la intensidad del frío que exista, y de la temperatura que se pretende alcanzar (Schneider, 1991).

Por otra parte la reducción de altas temperaturas puede obtenerse a través de la colocación de malla de sombra o conjuntamente con la instalación de aspersores sobre el techo del invernadero (Arano, 1998; FAO, 2002; Rodríguez et al., 2000; Rodríguez, 2003), por lo que es importante conocer el efecto de estación en la utilización de forrajes así como su calidad (Dubbs et al., 2003; Kallenbach et al., 2003), pero si se puede instalar el sistema de producción de FVH en ambientes aislados de los cambios climáticos exteriores, la producción se verá optimizada (FAO, 2002; Rodríguez, 2003). Es recomendable así mismo, el utilizar en otoño-invierno especies resistentes a las bajas temperaturas por ejemplo, trigo, avena, cebada etc.

Cada especie de semillas presenta requerimientos de temperatura óptima para germinación lo que se suma a los cuidados respecto a la humedad. En las condiciones de producción de FVH, la humedad relativa ambiental es generalmente cercana al 100%. A medida que aumenta la temperatura mínima de germinación, el control del drenaje de las bandejas es básico para evitar excesos de humedad y la aparición de enfermedades provocadas por hongos. La presencia de estos microorganismos puede llegar a ser la causa de fracasos de producción por lo que la vigilancia a cualquier tipo de situación anómala, debe constituirse en rutina de producción. El ataque de los hongos usualmente resulta fulminante y puede en cuestión de horas arrasar con toda la producción, por lo que se requiere tener una buena aireación del local, así como riegos dosificados para evitar este tipo de problemas (FAO, 2002).

Humedad.

El cuidado de la condición de humedad en el interior del recinto de producción es muy importante. La humedad relativa del recinto de producción no puede ser inferior a 90%. Valores de humedad superiores al 90% sin buena ventilación pueden causar graves problemas fitosanitarios debido fundamentalmente a enfermedades fungosas difíciles de combatir y eliminar, además de incrementar los costos operativos (FAO, 2002).

La situación inversa (excesiva ventilación) provoca una humedad relativa baja que a su vez propicia la desecación del ambiente y disminución significativa de la producción por deshidratación del cultivo, ya que la falta de agua en el cultivo del maíz provoca el cierre de los estomas, reduciendo la fotosíntesis, lo cual afecta el rendimiento (Guerrero, 1992). Por lo tanto compatibilizar el porcentaje de humedad relativa con la temperatura óptima es una de las claves para lograr una exitosa producción de FVH (FAO, 2002).

Calidad del agua de riego.

La calidad del agua de riego es otro de los factores singulares en la ecuación del éxito. La condición básica que debe presentar el agua para ser usada en sistemas hidropónicos es su característica de potabilidad. Su origen puede ser de pozo, de lluvia, o agua corriente de cañerías. Si el agua disponible no es potable, se tendrán problemas sanitarios y nutricionales con el FVH.

Para el caso en que la calidad del agua no sea la más conveniente, será imprescindible el realizar un detallado análisis químico de la misma, y en base a ello reformular la solución nutritiva, así como evaluar otro tipo de tratamiento tendría que ser efectuado para asegurar su calidad (filtración, decantación, asoleo, acidificación o alcalinización).

La calidad de agua no puede ser descuidada y existen casos donde desconocer su importancia fue causa de fracasos y pérdidas de tiempo. Un ejemplo de esto lo constituye una experiencia llevada a cabo en el Departamento de Rocha-Uruguay, donde la utilización de una fuente de agua proveniente de una cañada del lugar, provocó una muy severa aparición de enfermedades fungosas, al igual que una elevada presencia de colibacilos fecales en el cultivo. Ramos (1999), establece criterios en el uso de aguas para cultivos hidropónico respecto a: I) contenido en sales y elementos fitotóxicos (sodio, cloro y boro); II) contenido de microorganismos patógenos; III) concentración de metales pesados; y IV) concentración de nutrientes y compuestos orgánicos. Sin embargo es recomendable que los valores de los elementos mencionados coincidan con los del agua potable.

El pH del agua de riego.

El pH es representado por una escala de 0 a 14 y está relacionado con la presencia de iones Hidrógeno (H⁺) así como (OH⁻) los cuales al estar en cantidades equilibradas arrojan lecturas de neutralidad 7.

Al existir mayor cantidad de iones H^+ se va tornando ácido y por el contrario los iones OH^- a medida que aumenta se torna alcalino o básico. Lo anterior está ligado con la absorción de nutrimentos.

El valor de pH del agua de riego debe oscilar entre 5.2 y 7 y salvo raras excepciones como son las leguminosas, que pueden desarrollarse hasta con pH cercano a 7.5, el resto de las semillas utilizadas (cereales mayormente 9 usualmente en FVH, no se comportan eficientemente por encima del valor 7 (FAO, 2002). El maíz prefiere pH comprendido entre 6 y 7, pero se adapta a condiciones de pH más bajo y más elevado (Guerrero, 1992).

Conductividad eléctrica del agua de riego.

La conductividad eléctrica del agua (CE) indica cual es la concentración de sales en una solución. En este caso, nos referimos siempre a la solución nutritiva que se le aplica al cultivo. Su valor se expresa en mili Siemens por centímetro ($mS\ cm^{-1}$) y se mide con un conductímetro previamente calibrado. En términos físico-químicos la CE de una solución significa una valoración de la velocidad que tiene un flujo de corriente eléctrica en el agua. Un rango óptimo de CE de una solución nutritiva estaría en torno de 1,5 a 2,0 $mS\ cm^{-1}$. Por lo tanto, aguas con CE menores a 1,0 serían las más aptas para preparar la solución nutritiva para el riego. Debe tenerse presente también que el contenido de sales en el agua no debe superar los 100 miligramos de carbonato de calcio por litro de agua (Ramos, 1999).

Uno de los principales problemas que ocurre en los sistemas de riego presurizado (goteo, micro aspersión), es la obturación de los emisores por los sólidos en suspensión de las aguas de riego. En general la cloración y un buen filtrado resuelven estos problemas. Se ha encontrado que se puede mantener una operación adecuada de la mayoría de los emisores ensayados, mediante una cloración diaria durante una hora, o cada 3 días con la aplicación de 1 mg/l de cloro residual combinado con un filtrado a través de filtros de 80 mesh (diámetro de los poros de 120 micras). (Tajrishy et al., 1994) citado por Ramos (1999), encontraron que en goteros de 4 litros/h, una cloración continua a una concentración de 0,4 mg l^{-1} de cloro residual impidió la formación de obturaciones de origen biológico. Hay que tener en cuenta que si se utiliza aguas residuales para hidroponía, éstas tendrán muchos sólidos en suspensión, por lo que la frecuencia de limpieza de los filtros es mayor que en el caso de las aguas para consumo humano (FAO, 2002).

Densidad de siembra.

Una buena densidad de población es un requisito imprescindible para obtener un buen rendimiento en la cosecha, ya que es importante no olvidar que cuando las siembras quedan claras, el mayor tamaño de las mazorcas no compensa la falta de plantas. Por otra parte es importante recordar que existen híbridos que son tolerantes a las altas densidades de siembra y otros que no lo son, produciéndose en este segundo caso, plantas poco vigorosas y esterilidad, si la población es excesiva (Guerrero, 1992) una buena densidad de siembra varía de 2.2 a 3.4 Kg/m² considerando que la disposición de las semilla no debe superar 1.5 cm de altura en la bandeja (FAO,2002), León, (2004), utilizó en Chihuahua México 3.350 Kg/m², Quesada (2008), reporta el uso de 3 densidades de siembra 3.8, 4.7 y 5.7 Kg/m².

Cultivo.

El cultivo es un factor limitante que se ve asociado con los factores mencionados anteriormente (FAO, 2002; Arano, 1998; Rodríguez, 2003). Dentro de los cultivos utilizados para la producción de FVH tenemos el maíz, trigo, avena y cebada entre otros de los cuales se tiene una amplia cantidad de variedades y éstas a su vez tienen una amplia gama de comportamiento (Oliver et al., 2004), por lo que es importante realizar pruebas de comportamiento para obtener la mejor opción económica en cuanto a la producción de FVH.

Especies.

La especie a utilizar, es un factor limitante que se ve asociado con los factores mencionados anteriormente (FAO, 2002; Arano, 1998; Rodríguez, 2003). Dentro de las especies utilizadas para la producción de FVH tenemos el maíz, trigo, avena y cebada entre otros, de los cuales se tiene una amplia cantidad de variedades y éstas a su vez tienen una amplia gama de comportamientos (Oliver et al., 2004), por lo que es importante realizar pruebas de comportamiento para obtener la mejor opción económica en cuanto a la producción de FVH.

La concentración del CO₂ del ambiente.

El poder controlar la concentración del bióxido de carbono dentro del ambiente de producción del FVH, ofrece una excelente oportunidad para aumentar la producción del forraje, a través de un incremento de la fotosíntesis.

Se pretende de esta manera provocar un aumento significativo en la cosecha del FVH, a través del control atmosférico dentro del local de producción.

El control se ejerce mediante controladores automáticos los cuales enriquecen constantemente el ambiente interno con altos niveles de anhídrido carbónico, promoviendo una mayor foto asimilación celular y el aumento de la masa vegetal. Arano, (1998) menciona que la NASA ha experimentado con singulares resultados positivos la práctica de suministro de CO₂ a cultivos hidropónicos, obteniéndose un excelente aumento en la producción de biomasa vegetal. Sin embargo cabe mencionar que para inyectar CO₂ en el invernadero tiene repercusiones económicas considerables.

Proceso de producción del FVH.

Selección de las semillas.

Samperio, G. (1997), dice que ante todo, se debe seleccionar cuidadosamente la semilla, atendiendo a que los granos estén en buen estado (ni rotos, ni maltratados) y, particularmente, a que no hayan sido tratados con pesticidas o productos tóxicos. Gutiérrez, I. (2000), indica que la humedad de la semilla debe estar en un 12 % y debe haber tenido un reposo para que cumpla con los requisitos de madurez fisiológica. Las especies más empleadas son el maíz, cebada, sorgo y últimamente se está experimentando con arroz.

Lavado y desinfección de la semilla.

Gutiérrez, et al., (2000), manifiesta que se inunda el grano en un tanque o recipiente, con el fin de retirar todo el material que flote, como lanas, basura, granos partidos y cualquier otro tipo de impurezas.

Rodríguez, A. (2001), manifiesta que las semilla deben lavarse y desinfectarse con una solución de hipoclorito de sodio al 1% (diluyendo 10 ml de hipoclorito de sodio por cada litro de agua). El lavado tiene por objeto eliminar hongos y bacterias contaminantes, liberarlas de residuos y dejarlas bien limpias. El tiempo que dejamos las semillas en la solución de hipoclorito no debe ser menor a 30 segundos ni exceder de los tres minutos. El dejar las semillas mucho más tiempo puede perjudicar la viabilidad de las mismas. Finalizado el lavado procederemos a un enjuague riguroso de las semillas con agua limpia.

Densidad de siembra.

Rodríguez, A. (2001), recomienda sembrar en charolas de medidas de 43.18 cm x 43.18 cm., con profundidad de 5 cm. Se siembra por charola de 2 Kg de maíz. De acuerdo al grano a utilizar existen diferentes densidades de siembra de forraje verde hidropónico, granos de cebada aproximadamente 20 gr/dm² con una profundidad de 2 cm, semilla de semilla 40 gr/dm² con una profundidad de 3-4 cm, la semilla de sorgo 25 gr/dm² y profundidad de 1.5 cm., como se indica en el cuadro 1.

Las dosis óptimas de semilla a sembrar por metro cuadrado oscilan entre 2.2 Kg a 3.4 Kg, considerando la disposición de las semillas o siembra no debe superar los 1.5 cm, de altura en la bandeja (Izquierdo, 20002).

CUADRO 1. Densidad de siembra recomendada para el cultivo de forraje verde hidropónico.

Semilla	Densidad	Profundidad
Cebada	20 gr / dm ²	2 cm
Maíz	40 gr/dm ²	3-4 cm
Sorgo	25 gr / dm ²	1.5 cm

FUENTE: Amaya, C. 1998.

Período de remojo y pre germinación de la semilla.

Samperio, G. (1997), manifiesta que como en cualquier cultivo cuya producción se pretende acelerar, después de lavar la semilla con agua limpia natural, se mantendrá en remojo durante 5 a 10 horas en un recipiente con una tibia (entre 21 y 25 °C), a continuación se sacan y se colocan en una caja o contenedor, en el cual se iniciará la actividad enzimática dentro de la semilla. Una vez que hayan despuntado los brotes (al cuarto día aproximadamente), se colocaran en charolas de 50 a 80 cm.

Hidalgo, L. (1985), señala que esta etapa consiste en colocar las semilla dentro de una bolsa de tela y sumergirla completamente en agua limpia por un período no mayor a las 24 horas, para lograr una completa inhibición. Este tiempo lo dividiremos a su vez en dos periodos de 12 horas cada uno. A las 12 horas de estar la semilla sumergidas procedemos a sacarlas y orearlas durante una hora. Acto seguido la sumergimos nuevamente por 12 horas para finalmente realizarles el último oreado. Mediante este fácil proceso estamos induciendo la rápida germinación de la semilla a través del estímulo que estamos efectuando a su embrión.

Es importante utilizar suficiente cantidad de agua para cubrir completamente las semillas y a razón de un mínimo de 0,8 a 1 litro de agua por cada kilo de semilla.

Hidalgo, L. (1985), indica que realizados los pasos previos se procederá a la siembra definitiva de las semillas en las bandejas de producción. Para ello se distribuirá una delgada capa de semillas pre germinadas, la cual no deberá sobrepasar los 1,5 cm. De altura o espesor.

Luego de la siembra se coloca por encima de las semillas una capa de papel periódico el cual también se moja. Posteriormente tapamos todo con un plástico negro recordando que las semillas deben estar en semi-oscuridad en el lapso de tiempo que transcurre desde la siembra hasta su germinación o brotación. Una vez detectada la brotación completa de la semilla retiramos el plástico negro y el papel.

a. Fisiología de la producción de forraje verde hidropónico.

Hidalgo, L. (1985), expone que el embrión de la futura planta, despierta de su vida latente provocando la ruptura de los tegumentos seminales y a partir de un almacén de energía, es capaz de transformarse en pocos días en una plántula con capacidad para captar energía del sol (fotosíntesis) y absorber elementos minerales de la solución nutritiva. La germinación se inicia desde el momento en que se somete a imbibición o hidratación. Las enzimas se movilizan invadiendo el interior de la semilla y ocurre una disolución de las paredes celulares por la acción de ellas. Posteriormente, se liberan granos de almidón que son transformados en azúcares y así empieza el proceso de germinación.

b. La germinación.

Gutiérrez, et al., (2000), indica que es el conjunto de cambios que experimenta la semilla. Durante este período el embrión rompe la cutícula de la semilla y emerge la radícula. Las semillas poseen sustancias que inhiben la germinación y que durante el remojo quedan disueltas en el agua pudiendo ser extraídas; entonces conviene cambiar el agua repetidas veces. El tiempo de germinación varía entre 24 y 48 horas, que es cuando el grano alcanzado estructuras radicales notorias, formando de tres a cuatro raicillas. Se puede considerar que el proceso de germinación ha terminado cuando los cotiledones han salido del tegumento de la semilla.

<http://www.drcalderonlsbs.com> (2000), se llama germinación al proceso por el que se reanuda el crecimiento embrionario después de la fase de descanso. Este fenómeno no se desencadena hasta que la semilla ha sido transportada a un medio favorable por alguno de los agentes de dispersión.

Las condiciones determinantes del medio son: aporte suficiente de agua, oxígeno y temperatura apropiada.

Durante la germinación el agua se difunde a través de las envolturas de la semilla y llega hasta el embrión, que durante la fase de descanso se ha secado casi por completo. El agua hace que la semilla se hinche, a veces hasta el extremo de rasgar la envoltura extrema. El oxígeno absorbido proporciona a la semilla la energía necesaria para iniciar el crecimiento.

En el proceso de germinación las enzimas se movilizan invadiendo el interior de la semilla y ocurre una disolución de las paredes celulares por la acción de ellas. Posteriormente se liberan granos de almidón que son transformados en azúcares y así empieza el proceso de germinación en el que podemos diferenciar tres fases importantes que son: absorción del agua, movilización de nutrientes, crecimiento y diferenciación.

Calles, D. (2005), en su estudio de producción de FVH de cebada, con la utilización de diferentes niveles de azufre, registró una medida general de 2.97 días, como tiempo de inicio de germinación y obtuvo porcentajes de germinación de 90.82% en la semilla de cebada. En este experimento se obtuvo un promedio de 4.50 días, en el tiempo de apareamiento de las primeras hojas, en los diferentes tratamientos. La longitud promedio del tallo, fue de 7.47Cm, utilizando 20ppm de azufre en el cultivo de FVH de cebada.

1. Absorción de agua.

[http:// www. DrcalderonIsbs.com](http://www.DrcalderonIsbs.com) (2000), manifiesta que durante la fase de absorción de agua se inicia la actividad vital de la semilla, es decir, se reanuda el metabolismo, para lo cual se necesitan condiciones adecuadas de humedad, temperatura y oxígeno. Una vez reunidos estos factores la semilla va aumentando de volumen por la absorción del agua, el embrión se hincha, se reblandecen las cubiertas protectoras y las reservas alimenticias principian una serie de reacciones químicas y biológicas que hacen que el embrión se desarrolle.

2. Movilización de nutrientes.

[http:// www. drcalderonIsbs.com](http://www.drcalderonIsbs.com) (2000). En la fase de movilización de nutrientes los cotiledones se van reduciendo mientras la nueva planta consume sus reservas, el alimento almacenado en ellos es digerido por la acción del agua, se descompone mediante la respiración, o se usa en el desarrollo de nuevas estructuras. Los alimentos almacenados en los cotiledones generalmente se encuentran en cantidades suficientes para sostener el crecimiento de las plántulas hasta cuando éstas puedan empezar su propio alimento.

3. Crecimiento y diferenciación.

[http:// www. Drcalderonlsbs.com](http://www.Drcalderonlsbs.com) (2000). Se puede definir el crecimiento como la síntesis del material vegetal (biomasa), que normalmente viene acompañada de un cambio de forma y un aumento irreversible de la masa del organismo, aumento de la longitud o de los diámetros del cuerpo del vegetal y su aumento en peso.

El crecimiento de las diferentes partes de la planta suele determinarse por la altura, el área foliar o el peso seco, en relación con el tiempo transcurrido durante el ciclo de vida.

La diferenciación es el proceso mediante el cual se forman y reproducen las diferentes clases de células. En una planta de crecimiento y diferenciación transcurren paralelamente y por eso parecería tratarse de un solo proceso que llamamos desarrollo. Una vez que han aparecido las raicillas y las primeras hojas, la planta está capacitada para realizar la fotosíntesis, motivo por el cual se debe exponer a condiciones óptimas de luminosidad, oxigenación y nutrientes.

4. Etapa de producción (inicio de riegos).

Samperio, G. (1997), indica que una vez dispuestas las semillas en el contenedor o charolas con un aspersor de 1 cm, permanecerán en el germinador hasta que el brote alcance de 0,5 cm. Si el brote alcanza ya 0,5 cm, se pasará a la sala o nave de producción, donde las charolas serán humedecidas constantemente con agua, a la que se añadirá una pequeña parte de nutriente que aceleren el crecimiento. Es conveniente que la aplicación de esta solución se haga con un aparato humidificador; pero puede hacerse manualmente con un rociador, dependiendo del tamaño de su instalación.

En la nave de producción los cultivos permanecerán de 5 a 7 días, hasta que las plantas hayan alcanzado el tamaño requerido, cosa que dependerá también de la clase de semilla utilizada, de la variedad de forraje, de la altura y de la precocidad del cultivo. Se considera que por cada kilogramo de semilla, se utilizará 2 litros de agua con nutriente o un poco más.

Tres días antes de la cosecha hay que regar solamente con agua natural, pues esto hará que el forraje resulte más dulce. Este forraje puede consumirse en el mismo día o almacenarse por 2 o 3 días. Pero si se rebasa este tiempo límite, ira perdiendo su contenido nutricional al igual que el rendimiento en la producción, es mayor y más completo que el forraje de cultivos tradicionales.

En este cultivo intensivo se sugiere utilizar semillas de gramíneas (como maíz, cebada, centeno, avena, etc.), para los germinados se recomienda semillas de alfalfa, soya, frijol, etc.

5. Cosecha y rendimiento del forraje.

Gutiérrez, et al., (2000), indica que la cosecha se hace cuando la plántula a alcanzado una altura promedio de 25 cm. Este desarrollo demora de 9 a 15 días, dependiendo de la temperatura, condiciones ambientales, el invernadero y la frecuencia de riego.

Como resultado obtendremos un gran tapete radicular ya que las raíces se entrecruzan unas con otras por la alta densidad de siembra. Este tapete está formado por las semillas que no alcanzaron a germinar, las raíces y la parte aérea de 25 cm de altura.

Charles, L. (1995), señala que la producción en peso alcanzado con este método puede pasar de 1 a 5. Utilizando buena semilla, esto se puede aumentar y llegar a una producción de 12 veces. La relación de producción del FVH, es de 1 a 9, es decir que por cada Kg de semilla de cebada utilizada se obtienen 9 Kg de FVH y no es difícil llegar a relaciones de 1 a 12 ó 1 a 15.

Sánchez, J. (1982), manifiesta que los rendimientos encontrados en diferente literatura a nivel mundial hablan de 9 a 12 por 1 (es decir por cada Kg de grano se cosechan de 9 a 12 Kg de FVH a los 8 días). Los rendimientos bajo nuestras condiciones (2,800 metros sobre el nivel del mar), determina que el grano de cebada de no tan buena calidad en invernaderos que no mantienen una temperatura constante, son 7 a 8 por 1 por cada kilo de cebada. Cabe resaltar que en la época de cosecha se puede conseguir grano a un precio menor, los ganaderos pueden cultivar su propio grano, reduciendo así de mayor forma los costos de la materia prima.

Soluciones nutritivas utilizadas en los cultivos hidropónicos.

Sánchez, J. (1982), dice que a pesar de que se puede obtener forraje verde hidropónico sin necesidad de fertilización, mediante el riego que se realiza a diario. Se pueden también usar ciertos fertilizantes que ayudan a un mayor crecimiento y desarrollo de las plántulas (como se puede observar en los cuadros 2 y 3). Son de fácil absorción para las plantas, tiene como desventaja que en los diferentes sustratos son arrastrados por el agua.

- Nitrato de Sódio (16 % de N).
- Nitrato de Potasio (13 % de N).
- Nitrato de Cálcio (15 % de N).

CUADRO 2 Composición química de la solución mayor.

Nutriente	Contenido (g/lit)
Nitrógeno	67
Fósforo	24
Potasio	61
Calcio	63

FUENTE: Importagro (2002).

CUADRO 3 Composición química de la solución menor.

Nutriente	Contenido
Magnesio	22,25
Azufre	16
Hierro	0,25

FUENTE: Importagro (2002).

Valor nutricional del forraje verde hidropónico.

Alpi, A. (1986), en el cuadro 4, se detalla el análisis nutricional del forraje hidropónico de cebada luego de cumplir con su periodo de producción.

CUADRO 4. Análisis nutricional del forraje hidropónico.

Composición	Análisis nutricional
Materia seca	18,6
Proteína	16,8
Energía metabolizable	3,216 kcal/kg M.S
Digestibilidad	85 a 92

FUENTE: Anuario Research Report, (1985).

Utilización de FVH en Alimentación Animal.

Es importante hacer una evaluación para el uso de todos y cada uno de los ingredientes que se tengan disponibles para encontrar una adecuada ración alimenticia y así obtener el mejor beneficio económico (NRC, 1995; Harvatine et al., 2002; O'Sullivan et al., 2002). Para la obtención de un mejor beneficio económico es importante realizar investigaciones respecto a la predicción de sustitución de raciones así como medir los efectos asociativos, permitiendo así una mejor localización de los recursos forrajeros, aunando la predicción de la respuesta en desarrollo de los animales a la suplementación alimenticia (Redfearn et al., 2002; Fieser y Vanzant, 2004; Gadberry et al., 2004).

Un gran número de experimentos y experiencias prácticas comerciales han demostrado que es posible sustituir parcialmente la materia seca que aporta el forraje obtenido mediante métodos convencionales (FAO, 2002; Peña et al., 2002), así como también aquel proveniente de granos secos o alimentos concentrados por su equivalente en FVH (FAO, 2002). Algunos de los resultados se muestran enseguida:

- Aumento significativo de peso vivo en corderos precozmente destetados al suministrarles dosis crecientes de FVH hasta un máximo comprobado de 300 gramos de materia seca al día (Morales, 1987).
- Aumento de producción en aves domésticas (pollos, gallinas, patos, gansos, etc.) a partir del uso del FVH (Bravo, 1988), lográndose sustituir entre un 30 a 40 % de la dosis de ración peletizada pero asociado al riesgo, en casos de exceso en el uso de FVH, de un incremento de excreta de heces líquidas y fermentaciones aeróbicas del estiércol, malos olores de los locales, aumento de insectos voladores no deseados y aumento de enfermedades respiratorias especialmente en verano.
- Aumento de producción en vacas lecheras a partir del uso de FVH obtenido se semillas de avena variedad “Nehuén” y cebada cervecera variedad “Triumph” existiendo también en este caso antecedentes en el uso del maíz, sorgo, trigo, arroz y triticale (FAO, 2002). Sin embargo encontraron que el uso de forraje (Zacate bermuda) para las raciones en vacas lecheras no se vio afectado negativamente pero donde se si encontraron diferencias en el consumo de materia seca fue en el cambio de raza y estado fisiológico de la vaca, en el caso de ser gestantes en las primeras etapas, intermedias o finales.
- Sustitución en conejos, de hasta el 75% del concentrado por FVH de cebada sin afectar la eficiencia en la ganancia de peso alcanzándose el peso al sacrificio (2,1 a 2,3 Kg de peso vivo) a los 72 días. Estos resultados han tenido un alto impacto técnico, económico y social en Uruguay (Rincón de la Bolsa) posibilitando la generación de ingresos, la alimentación familiar y el mantenimiento de la producción a mini productores cunícolas afectados por los altos costos de los concentrados (Sánchez, 1996).

DESCRIPCION DEL PROBLEMA:

Enfermedades causadas por hongos del suelo en los cultivos hidropónicos.

En principio se pensó que la técnica del cultivo sin suelo resolvería los problemas fitopatológicos de los cultivos tradicionales y, aunque es verdad que presenta algunas ventajas, se ha comprobado que también pueden ser afectados por diversas enfermedades.

Al cultivar plantas en contenedores regados por soluciones nutritivas, se separan sus raíces de su medio habitual, que es el suelo. Si esta técnica se utilizó en principio para resolver el problema de determinadas enfermedades, con el paso del tiempo se observó que no era la solución definitiva para las procedentes del suelo.

Aunque de forma global y desde el punto de vista fitopatológico el cultivo hidropónico o sin suelo puede presentar ciertas ventajas con respecto al cultivo tradicional, también es cierto que éstos, en sus diferentes modalidades, son afectados, a veces gravemente, por enfermedades tanto parasitarias como no parasitarias. Además, las modificaciones introducidas en el ambiente de la planta por estos sistemas pueden en ocasiones agravar o incluso expresar enfermedades que no se habían manifestado, por lo menos de forma patente, en los cultivos sobre el suelo.

En la actualidad, junto a que el cultivo sin suelo puede ser más productivo, siempre que se maneje adecuadamente, el alto coste de ejecución del enmarcado ha conducido a una fuerte implantación directa de los cultivos sin suelo en las nuevas explotaciones.

Enfermedades de las plántulas.

Los hongos suelen ser los agentes patógenos principales que ocasionan las faltas de germinación, marras de nacencia y caída de plántulas (síndrome que se suele englobar con el anglicismo damping off), en un gran número de especies vegetales. La caída de plántulas es un síntoma muy común cuando las semillas se siembran en sustratos reutilizados y no esterilizados. Los primeros síntomas se observan a los pocos días de la germinación de las semillas, los tallos de las plántulas afectadas se constriñen al nivel del sustrato y caen sobre la superficie del mismo. Inicialmente las raíces suelen permanecer sanas, pero rápidamente se vuelven pardas y posteriormente se necrosan. Los cotiledones se marchitan y a veces muestran pequeñas lesiones pardas.

En los cultivos sin suelo del sudeste estos síntomas son frecuentes. Las cucurbitáceas son muy sensibles, y en particular el pepino parece ser el de mayor sensibilidad. Varias especies de pitiáceas suelen ser las que causan mayores daños, ya que se débil especificidad parasitaria les permite atacar a muchos hospedadores. Los agentes causales que conocemos son: *Pythium aphanidermatum*, *P. ultimum*, *Pythium spp.*, *Phytophthora sp.*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum f. sp. Melonis* y *Chalara elegans*. Un síndrome muy parecido puede ser causado también en las plántulas de melón por la asociación MNSV-olpidium radicle cuando éste se siembra en un sustrato muy contaminado por el hongo portador del virus. Igualmente, síntomas muy similares pueden ser producidos por otros hongos más conocidos por causar graves enfermedades aéreas, como por ejemplo, *Sclerotinia sclerotiorum* o *Botrytis cinérea*.

En general, la mayor parte de estos hongos son capaces de vivir saprofitamente en el sustrato, dependiendo de la materia orgánica, y de conservarse en el mismo, en los contenedores utilizados para la siembra y el crecimiento de las plántulas y en los restos de cultivo, mediante la formación de oosporas, Clamidosporas, esclerocios y, en menor grado, de micelio, conidias y esporangios. Se introducen en el semillero o en la explotación por el agua, el viento, los sustratos, las semillas y las plántulas para trasplantar. Estas últimas pueden estar contaminadas aunque no muestren síntomas de enfermedad y producen la introducción del o de los patógenos en la explotación.

Para el control de las enfermedades de las plántulas en el semillero es esencial esterilizar todos los medios de crecimiento. La transmisión de algunos patógenos por las semillas (varias formas especializadas de *F. oxysporum*), aunque de forma puntual puede ser importante, no suele ser un hecho muy frecuente. El sustrato usado para la siembra y el crecimiento de las plántulas debe estar libre de patógenos. Aunque de forma general la mayoría de los sustratos compuestos de turba están libres de éstos, en algunas ocasiones se encuentran contaminados por *Pythium sp.* Si se prefiere una total garantía, los sustratos se pueden desinfectar con diversos fumigantes o con vapor de agua, siendo éste último método utilizado por los agricultores de algunos países para el crecimiento de sus plantas.

Las bandejas de siembra, las macetas y las mesas de crecimiento pueden ser esterilizadas también con vapor de agua o con fumigantes y fungicidas. Si se utilizan productos químicos, se deben respetar los plazos para que todos los vapores se disipen o escapen antes de que los contenedores sean utilizados.

Las bandejas no se deben colocar directamente sobre el suelo, sobre todo si este último no ha sido desinfectado, es preferible colocarlas sobre mesas o sobre una lámina de plástico. Otra fuente importante de inóculo de *Olpidium sp.*, *Pythium sp.* Y *Phytophthora sp.*, puede ser el agua de riego, sobre todo si es de río, circula por canales descubiertos o procede de embalses contaminados.

Si aparecen los primeros síntomas en el semillero, es urgente impregnar el conjunto del sustrato en una solución fungicida, aunque lo más aconsejable sea desechar todas las plántulas de las bandejas afectadas por damping off, aunque la mayor parte puedan parecer sanas.

Podredumbre de las raíces y de las base del tallo en plantas adultas.

La necrosis de las raíces y de la base del tallo de las plantas adultas son síntomas también frecuentes en los cultivos sin suelo del sudeste.

Existen diversas causas, tanto parasitarias (por agentes vivos) como no parasitarias (condiciones ambientales o de manejo del cultivo), que pueden entrañar la podredumbre de las raíces y de la base del tallo.

Los primeros síntomas suelen aparecer en las hojas jóvenes de las plantas afectadas, que muestran un crecimiento menor, color verde oscuro y un marchitamiento reversible, especialmente en las horas cálidas de los días luminosos. En ocasiones, las hojas viejas amarillean, la base del tallo de las plantas muestra necrosis más o menos húmedas y a veces las plantas mueren. Las raíces de las plantas enfermas tienen un color crema, que cambia eventualmente al marrón. Los patógenos más importantes que pueden causar dichos síntomas son: *Pythium spp.*, *Phytophthora spp.*, *Fusarium oxysporum f. sp. Radicis-lycopersici*, *Rhizoctonia solani* y *Chalara elegans*.

Enfermedades causadas por *Pythium sp.*

Posiblemente *Pythium aphanidermatum* sea la especie patógena más importante en los cultivos sin suelo del sureste, ocasionando necrosis radicular en melón y tomate y necrosis radicular y muerte de plantas en pepino largo, sandía sin injertar y judía. Sobre melón, *P. aphanidermatum* puede producir sobre las plantas adultas síntomas de necrosis de hipocotíleo, estrías en el tallo a la altura del primer entrenudo y necrosis del sistema radicular. No se han detectado mermas en la producción si el melón se cultiva recolectando sólo la primera tanda de frutos. Sin embargo, si el cultivo se mantiene, como se hacía algo más de una decena de años, para obtener una nueva recolección de frutos, las plantas infectadas por *P. aphanidermatum* rebrotan con mayor dificultad y producen menos frutos.

Pythium sp., es también un género muy asociado a las raíces del tomate. Sobre plántulas o plantas pequeñas, *P. aphanidermatum* puede causar durante los meses cálidos, necrosis del sistema radicular y eventualmente el marchitamiento y muerte del 10-20% de las plantas con cuatro a seis hojas verdaderas. Sobre plantas de más edad, si bien *P. aphanidermatum* puede también causar una apreciable necrosis del sistema radicular, no ha producido, en los experimentos realizados, la muerte de las plantas. Las producciones de las parcelas inoculadas, aunque algo menores, no llegaron a ser en ninguno de ellos experimentos realizados, estadísticamente significativas con respecto a las parcelas no inoculadas.

En pepino largo, la gravedad de enfermedad varía con el aislado del patógeno, con la edad de la planta y con las condiciones ambientales que se produzcan en el cultivo.

Sobre plántulas y con altas temperaturas, el porcentaje de plantas muertas puede oscilar entre el 40% y el 100%, por el contrario, cuando las inoculaciones se realizan con temperaturas más bajas, oscila entre el 0 y el 70%. Sobre plantas en producción la mortandad es más reducida, entre el 5 y el 15 % en cultivos de otoño y alrededor del 25% en los de primavera, influyendo además de los factores antes comentados la susceptibilidad de la variedad cultivada.

Las plantas situadas en la zona sur del invernadero (que generalmente reciben mayor radiación) suelen manifestar los síntomas en mayor medida. Es necesario subrayar que la presencia de *P. aphanidermatum* no presupone que forzosamente se observen síntomas en la base del tallo, ni que tengan que morir plantas, aunque sí la necrosis del sistema radicular. Las mermas de cosecha medidas han oscilado entre porcentajes despreciables y el 30%.

Otras especies de *Pythium* (entre ellas *P. irregulare*) pueden causar una enfermedad grave en los cultivos de pepino largo durante los meses más fríos del año. En inoculaciones artificiales, algunos aislados han mostrado su capacidad para provocar la muerte del 50-100% de las plantas inoculadas. Aunque la sandía sin injertar no sea actualmente cultivada fuera de suelo en grandes superficies, *P. aphanidermatum* es capaz de producir en condiciones experimentales y sobre las plantas adultas, daños importantes. Los síntomas observados de necrosis e hipertrofia del hipocótilo, necrosis del sistema radicular, marchitez y la muerte de hasta el 50% de las plantas en alguno de los experimentos realizados, fueron acompañados, en ocasiones, de mermas de cosecha del 40%.

En judía, varias especies de *Pythium* pueden ocasionar también la necrosis el sistema radicular, del tallo, la marchitez y muerte de las plantas. Aunque estos síntomas se pueden detectar durante todo el año, se manifiestan con mayor severidad en primavera y otoño, más que en el invierno. Las mermas de cosecha provocadas por algunos aislados de *Pythium sp.* Fueron del 33,6 y del 19,6% en campañas de otoño y de invierno, respectivamente, influyendo de forma muy marcada la variedad de judía cultivada.

Enfermedades causadas por *Phytophthora sp.*

En los invernaderos cultivados de pepino de la costa granadina son importantes las mermas de producción provocadas por *Phytophthora sp.* La enfermedad se encuentra generalizada y en ocasiones puede afectar a un elevado número de plantas. Las inoculaciones realizadas sobre plántulas y sobre plantas con cuatro a seis hojas verdaderas ocasionaron el marchitamiento y muerte del 90-100% de las plantas, varios días después de la inoculación en el primer caso y pocas semanas antes o al inicio de la recolección, en el segundo.

Igualmente en otras dos zonas de cultivo de la provincia de Granada (alrededores de las poblaciones de Fornes y Zujar), el tomate tipo cereza es afectado, todavía con mayor gravedad, por *Phytophthora sp.* Después de pocos cultivos sucesivos de tomate el porcentaje de mortandad alcanza en ocasiones al 100% de las plantas del invernadero.

En los cultivos de la provincia, la gravedad de estas enfermedades es globalmente escasa. En dicha zona, e implicando la muerte de un porcentaje de plantas importantes, sólo se ha observado en pocos casos.

Enfermedades causadas por *Rhizoctonia solani.*

Si bien *R. solani* sobre plántulas de melón es capaz de inducir en un corto espacio de tiempo una mortandad importante, la patogenia mostrada en los experimentos realizados sobre plantas con tres hojas verdaderas fue más discreta. Los síntomas de necrosis de la base del tallo alcanzaron valores el 80%, mientras que solamente murieron el 15% de este. Por el contrario, la patogenia mostrada en inoculaciones realizadas sobre plantas con diez o más hojas verdaderas fue nula.

Enfermedades causadas por *Chalara elegans*.

Chalara elegans (syn. *Thielaviopsis basicola*), citado como causante de necrosis de raíces en plántulas de melón y sandía, no es comúnmente reconocido como causa de enfermedad en cucurbitáceas. Sin embargo, *Ch. elegans* de forma puntual fue capaz de producir elevadas pérdidas, (20% de plantas muertas en plena producción), en varios invernaderos de melón cultivados sin suelo de la provincia de Almería. Los daños, consistentes en una podredumbre negra del cuello y de las raíces, ocasionaron un marchitamiento más o menos reversible de las plantas, que en ocasiones terminaban por morir. A pesar de la gran movilidad mostrada por *T. basicola*, colonizando plantas no inoculadas en varios de nuestros experimentos, el hongo no ha sido capaz de causar enfermedad, por el momento, a otros cultivos comerciales de melón prospectados.

En judía, *Ch. elegans* causa el ennegrecimiento del sistema radicular, amarilleamiento generalizado, marchitez y, en ocasiones, la muerte de las plantas. Sobre la epidermis de las raíces y de la base del tallo de las plantas se pueden observar estrías negras que corresponden al aspecto macroscópico de un elevado número de Clamidoporas. El óptimo térmico para la enfermedad se sitúa sobre los 15-18°C. El hongo se conserva en el suelo durante años debido a la formación de Clamidoporas y disemina con gran facilidad sus esporas asexuales cilíndricas e hialinas formadas en cadena. El patógeno se transmite de una explotación a otra por el movimiento de suelo o de restos de cultivo infestado, agua de drenaje, agua de riego o por sustratos orgánicos contaminados.

Enfermedades causadas por *Fusarium oxysporum f. sp. Radicis-lycopersici*.

Una de las enfermedades más graves de los cultivos sin suelo de tomate de otros países es la podredumbre de las raíces ocasionadas por *Fusarium oxysporum f. sp. Radicis-lycopersici*.

Sus daños solo han revestido gravedad en algunos cultivos de la provincia de Murcia. La enfermedad se manifiesta por un marchitamiento generalizado de toda la planta, combinado o no, con un amarilleamiento de las hojas viejas. Los síntomas más graves suelen presentarse en el momento de la recolección de los primeros frutos. El sistema radicular presenta podredumbres de color marrón, que en los casos más extremos implican en su totalidad a las raíces y el tallo.

La necrosis interna de la zona vascular de la planta puede llegar a una altura de unos 50 cm. La muerte de la planta no es sistemática; en condiciones climáticas favorables para el cultivo, la planta puede volver a formar su sistema radicular. El hongo puede formar en la base del tallo fluctuaciones de color rosa-anaranjado que son una de las fuentes de diseminación de la enfermedad.

A diferencia de las fusariosis vasculares clásicas, esta enfermedad se ve favorecida por temperaturas bajas (18-20°C). Se propaga a través de las conidias que, formadas en las lesiones de los tallos, son transportadas mediante el aire. Estas esporas son muy resistentes a la desecación y a variaciones considerables de la temperatura. Se pueden conservar en las fisuras y en los rincones de las estructuras, en los sustratos y paredes de los contenedores durante varios años. Los residuos de cultivos precedentes enfermos que se han dejado próximos a los invernaderos o en un lugar ventilado pueden ser también fuentes de contaminación.

Los trabajadores que pasan de un cultivo a otro pueden transportar las esporas del suelo y también en sus manos, calzado y vestimenta. En los cultivos sin suelo de la provincia de Almería solamente se han observado en pocas ocasiones los síntomas característicos de la enfermedad imputables a *F. oxysporum f. sp. Radicis-lycopersici*, y las inoculaciones realizadas con los aislados obtenidos sobre tomate en cámara de cultivo confirmaron la pertenencia a la forma especializada *Radicis-lycopersici*.

Otras podredumbres de las raíces de las plantas adultas.

Otras especies de hongos encontradas que infectaban las raíces de los cultivos de melón, pepino, sandía y calabacín sin suelo son *Olpidium radicale* y *O. brassicae*.

Su importancia principal es debida a la capacidad de transmisión de determinados virus. *O. brassicae* trasmite el virus de la necrosis del pepino (CNV) y el virus de las manchas necróticas del melón (MNSV). Sin embargo, los resultados obtenidos recientemente al inocular *O. radicale* sobre plantas de melón del cv. Vital, resistentes al virus del cribado (MNSV), parecen indicar una patogenia del hongo por sí solo, materializada por las podredumbres radiculares y por las mermas de producción observadas.

Colletotrichum coccodes, detectado en algunos invernaderos sobre las raíces podridas de plantas marchitas o muertas de tomate, ocasionó, en experimentos realizados sobre plantas adultas, una apreciable necrosis negruzca del sistema radicular. Sin embargo, no se observaron síntomas generalizados sobre las plantas y las producciones obtenidas no fueron diferentes a las del testigo.

En las prospecciones realizadas sobre pepino, no se ha detectado una de las enfermedades más importantes descritas para él en los cultivos sin suelo: la podredumbre negra de las raíces causadas por *Phomopsis sclerotioides*.

Enfermedades vasculares en plantas adultas.

En melón por *Fusarium oxysporum f. sp. Melonis*. La fusariosis vascular del melón fue hace años las enfermedades más importantes de los cultivos sin suelo del sudeste español. El hongo *Fusarium oxysporum f. sp. Melonis* produce en cultivos fuera de suelo un síndrome similar al producido sobre suelo. En la parte aérea, dos tipos de síntomas han sido descritos, uno que produce el amarilleamiento y el otro, la marchitez de las plantas. En el primero, las hojas amarillean progresivamente de forma unilateral y adquieren una consistencia muy quebradiza, al tiempo que emiten un olor a madre selvas o violetas. Una necrosis longitudinal se desarrolla sobre los tallos y peciolo, que posteriormente se recubren de un fieltro blanco formado por el cuerpo fructífero y vegetativo del hongo y que es acompañado, a veces, de una exudación gomosa.

Este síntoma es causado por las razas 0, 1, 2, y 1-2 de tipo Yellow. En el segundo síndrome, se produce un marchitamiento brusco de las plantas que evoluciona de la base al ápice. El tallo no presenta ningún síntoma extremo. Este síntoma lo provocan las razas de tipo Wilt. Cualquiera que sea el síntoma observado, el final suele ser casi siempre la muerte de las plantas. El parásito es capaz de invadir el sistema vascular de su hospedante sin necesidad de herida alguna en el sistema radicular de aquél *F. oxysporum f. sp. Melonis* puede atacar a la planta antes de su emergencia, en el estado de plántula y sobre todo a las plantas desarrolladas cuando se inicia la fructuación. Las cuatro razas del patógeno se han detectado en los cultivos de melón.

En tomate por *Fusarium oxysporum f. sp. Lycopersici*.

El agente causal de la fusariosis vascular del tomate es *Fusarium oxysporum f. sp. Lycopersici*. La marchitez temporal, más infrecuentemente irreversible, acusada en las horas más cálidas del día suele ser el síntoma típico de la enfermedad, acompañado por el amarilleamiento y posteriormente necrosis de las hojas, que comenzando por las más bajas suele desembocar en la muerte de la planta.

Un corte transversal del tallo pone de manifiesto una coloración anormal del xilema, desde marrón intenso hasta el gris. La temperatura óptima para su desarrollo es de 28°C.

Las razas 0 y 1 del patógeno se encuentran en la provincia de Murcia. Aunque la aparición de la raza 1 data del año 1983, todavía no se ha producido su extensión a la colindante provincia de Almería, donde la importancia de la enfermedad ha desaparecido prácticamente con la introducción de las variedades con el gen de resistencia I, efectivo contra la raza 0 de *F. oxysporum f. sp. Lycopersici*. Solamente en los cultivos sin suelo donde se producen algunas variedades de tomate tipo cereza sin resistencia a la raza 0 se detecta la enfermedad.

HONGOS IDENTIFICADOS EN LA COMARCA LAGUNERA.

FUSARIUM:

Es un hongo cosmopolita que existe en muchas formas patógenas, parasitando más de 100 especies de plantas Gimnospermas y Angiospermas, gracias a los diversos mecanismos que tiene el hongo para vencer las defensas de muchas plantas (Blosland, 1988). Se caracteriza por producir colonias de rápido crecimiento, con una tasa diaria cercana a un centímetro en medio papa-dextrosa agar (PDA) a 25 °C. La morfología de las colonias es muy variable y puede presentar dos tipos: una de tipo micelial caracterizada por la producción de abundante micelio aéreo, algodonoso, con una coloración variable, de blanco a rosado durazno, pero usualmente con un tinte púrpura o violeta más intenso en la superficie del agar y pocas microconidias (Booth, 1970) y una de tipo pio notal con la formación de poco o ningún micelio aéreo y abundante microconidias.

El hongo produce tres clases de esporas:

Microconidias: esporas generalmente unicelulares, sin septas, hialinas, elipsoidales a cilíndricas, rectas o curvadas; se forman sobre fiálides laterales, cortas, simples o sobre conidióforos poco ramificados. Las microconidias tienen 5-12 µm de largo por 2.5-3.5 µm de ancho (Nelson, 1981).

Microconidias: esporas de paredes delgadas, fusiformes, largas, moderadamente curvadas en forma de hoz, con varias células y de 3 a 5 septas transversales, con la célula basal elongada y la célula apical atenuada; las Microconidias tiene un tamaño de 27 a 46 µm de largo por 3.0 a 4.5 µm de ancho (Nelson, 1981).

Clamidosporas:

Esporas formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y de las conidias, de paredes gruesas. Se forman simples o en pares, terminales o intercalares: poseen un tamaño de 5 a 15 µm de diámetro (Nelson, 1981). Gracias a ellas el hongo sobrevive en condiciones ambientales desfavorables y en el suelo como saprófito de vida libre en ausencia de plantas hospedantes (Gret, 1977).

Morfología:

La forma y tamaño de las esporas es la característica principal para el reconocimiento de los fusarios. Las esporas están dispersas en el micelio aéreo o en esporoquios o masas limosas (pionotos). Los macro conidios son curvados, pluriseptados, con una célula basal en forma de pie. Los micro conidios son comúnmente unicelulares, elipsoidales, fusiformes, claviformes, piriformes o subglobosos, similares en ancho a los macro conidios, con una base redondeada o truncada, por lo general formando cabezuelas mucosas, pero en algunas especies en cadenas basípetas.

No siempre son producidos ambos tipos de esporas. Los conidióforos del micelio aéreo en algunos casos solo constan de una célula conidiógena, en otros están ramificados, a veces en vertilicios. Las monofiálides producen conidios desde una sola abertura y en las polifiálides surgen las esporas desde más de una abertura en la misma célula (Booth, 1971).

La presencia de una célula basal con forma de pie en los macroconidios se considera característica de *Fusarium* pero varios géneros de *Celomyces* también la tienen. A su vez unas pocas especies de *Fusarium* presentan conidios pluriseptados sin esa célula basal y se les llama meso conidios (Seifert, 2001). Algunas especies presentan clamidosporas terminales, laterales o intercalares, a veces formando cadenas. Las células conidiales ocasionalmente se transforman en clamidosporas. Algunas especies forman esclerocios irregulares, de color beige, ocre, pardo o gris oscuro.

Las colonias de los distintos fusarios que crecen moderada a profusamente, tienen diversos colores (blanco, rosado pálido, rojo, anaranjado, púrpura, celeste, verde aceituna o pardo), especialmente en el reverso de la colonia, excepto pardo oscuro o negro. El micelio es ralo o denso, ya sea algodonoso, como un fieltro o con una zona central de funículos, pero en algunos casos es limoso.

Hay fusarios con pionotos de color anaranjado. Los pigmentos que difunden en el agar suelen variar de color o tono con el pH. Algunas especies presentan zonas concéntricas de distinta morfología macroscópica debido a la secuencia luz-obscuridad (Seifert, 2001).

Identificación:

Los conceptos de especies fúngicas están basados sobre la morfología, los experimentos de entrecruzamiento o los datos moleculares, o en la integración de dos o tres de estos juicios (Yli-Mattila et al., 2002). Aunque los macro conidios son considerados típicos de *Fusarium*, hay otros géneros que forman esporas

parecidas, con célula pie o sin ella. Pero la mayoría de estos hongos producen conidiomas de tipo acervular, estromático o picnidial y los fusarios presentan esporodoquios. Por otra parte si los fusarios no producen macro conidios pueden ser confundidos con otros géneros.

Nelson et al., (1983) pusieron orden a la taxonomía de esa época empleando un substrato natural para favorecer la conidio génesis. Desde entonces hubo cambios en la nomenclatura y aparecieron nuevas especies. La “Fusarium Interactive Key” de Seifert (2000) permite conocer la proximidad de una cepa a la mayoría de las especies reconocidas. La producción de metabolitos secundarios contribuye también a la identificación en las cepas heterotáticas.

Ambiente:

Las especies *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. poae*, *F. semitectum*, *F. sporotrichioides* y *F. tricinctum* se encuentran en cereales, *F. nygamai*, *F. subglutinans* y *F. verticilloides* en maíz, *F. thapsinum* y *F. clamydosporum* en sorgo, mientras que *f. nygamai* y *F. fujikuroi* se hallan en arroz. En legumbres se observan *F. clamydosporum* y *F. tumidum*, y en papa *F. solani*. Las especies *F. acuminatum*, *F. equiseti*, *F. oxysporum*, *F. proliferatum*, *F. sambucium* y *F. solani* se encuentran en diversos substratos (Marasas et al., 1984, Samuels et al., 2001).

Las especies de *Fusarium* se encuentran en los vegetales antes de la cosecha. Como persisten en los productos almacenados, si la actividad del agua lo permite crecerán causando alteraciones y a veces produciendo toxinas. Salvo *F. culmorum*, los fusarios no compiten bien con las especies de *Aspergillus* y *Penicillium* (Lacey, 1989).

CUADRO 5 Temperatura y actividad del agua requeridas para el crecimiento de algunas especies de Fusarium (Lacey 1989, Backhouse 2001).

Especies	ambiente	Temperatura °C	
		Rango	óptima
<i>F. acuminatum</i>	Helado, frío	-3 a 31	25
<i>F. avenaceum</i>	Frío		
<i>F. clamydosporum</i>	Templado, subtropical, tropical		
<i>F. culmorum</i>	Frío		
<i>F. equiseti</i>	Frio, templado, subtropical		
<i>F. graminearum</i>	Templado		24 a 26
<i>F. longipes</i>	Subtropical, tropical		
<i>F. nygamai</i>	Templado, subtropical		
<i>F. oxysporum</i>	Frio, templado, subtropical		
<i>F. poae</i>	Frio, templado, subtropical	2 a 39	22 a 28
<i>F. sambucium</i>	Helado, frio		
<i>F. semitectum</i>	Helado, frio, templado, subtropical		
<i>F. solani</i>	Frio, templado, subtropical		
<i>F. tricinctum</i>	Frio, templado, subtropical	0 a 35	25
<i>F. verticilloides</i>	templado	2 a 37	22 a 28
Especies	Ambiente	Actividad del agua	
		Mínima	Optima
<i>F. avenaceum</i>	Medio, húmedo	0.89	0.998
<i>F. culmorum</i>	Medio, húmedo	0.87	0.998
<i>F. graminearum</i>		0.89	0.98
<i>F. moniliforme</i>		0.87	0.98
<i>F. oxysporum</i>	Seco, medio, húmedo	0.87	0.98
<i>F. poae</i>		0.89	0.998
<i>F. sporotrichioides</i>		0.86	0.998
<i>F. tricinctum</i>		0.89	0.998

Algunos fusarios son patógenos de los cereales y pueden formar mico toxinas en los granos aún antes de la cosecha. Otros fusarios pueden crecer en el refrigerador y aquellos con capacidad competitiva a la podredumbre de frutas y hortalizas almacenadas. La persistencia de los fusarios en el suelo durante uno a varios años se debe, principalmente, a la presencia de los clamidosporas. Estos requieren para germinar fuentes exógenas de nutrimentos por lo que son muy sensibles al antagonismo, pero su distribución casi universal indica la omnipresencia de los microambientes específicos. La tolerancia de algunos fusarios, tales como *F. oxysporum* y *F. solani*, a una alta presión parcial de CO₂ permite el aislamiento selectivo de los mismos a partir de algunos substratos muy poblados (Griffin, 1973).

La velocidad de crecimiento suele variar a la temperatura óptima pero no la respuesta al pH. El pH óptimo para *F. equiseti* está entre 5.5 y 7.5, y para *F. graminearum* alrededor de 7.2, *F. verticilloides* tolera un amplio rango de pH, desde 3 a 9.5. Estas dos últimas especies crecen bien a 25 y 30°C.

Síntomas:

La enfermedad se caracteriza por la aparición unilateral de los síntomas de marchitamiento, acompañada del amarillento parcial de las hojas y el doblamiento de los brotes hacia el lado de la planta enferma, a causa de la interferencia en el crecimiento; en estados iniciales en las hojas puede observarse la mitad clorótica y la mitad de un color verde normal. Se observa además un enanismo de los brotes y disminución del crecimiento de la planta. Los síntomas de la enfermedad avanza afectando la planta hacia arriba hasta causar un marchitamiento generalizado y la muerte (Garcés de G. et al., 1999b).

Un aspecto muy importante para el diagnóstico de la enfermedad que la diferencia fácilmente de otras enfermedades vasculares es una coloración blanquecina, amarillenta o marrón en los haces vasculares y deshilamiento de los tejidos sin afectar la médula (Baker, 1980).

Ciclo de la enfermedad:

La enfermedad se inicia con el crecimiento de las hifas o con la germinación de las clamidosporas en dormancia presentes en tejidos muertos del hospedante, estimulados por los exudados secretados por las raíces de las plantas de clavel recién sembradas.

Las hifas del hongo penetran directamente la epidermis de las raíces, pasan a la corteza y a la endodermis y entran a los vasos del xilema, también las hifas pueden penetrar a través de las heridas hechas en forma mecánica o por nematodos, insectos o miriápodos. Sin embargo, la penetración directa a través de las raíces es el método más común de penetración del patógeno (Baker, 1978; Baayen, 1988).

Una vez dentro de la planta, el hongo se mueve hacia el tejido vascular por colonización intracelular a los vasos del xilema y los invade cuando están maduros (Nelson et al., 1960). El patógeno coloniza por crecimiento del micelio o por medio de transporte pasivo de microconidias (Baayen, 1988). Este último contribuye a una colonización no uniforme, lo que puede hacer que el material de propagación aparentemente sano resulte afectado (Baayen y Maat, 1987). La colonización del tallo es unilateral debido a que la diseminación lateral y radial del hongo parece inhibida por las paredes celulares y otras barreras laterales (Baayen y Elgerma, 1985).

La oclusión de los vasos del xilema infectado juega un papel muy importante en la resistencia de las plantas, ya que aquellas variedades resistentes tienen la capacidad de regenerar nuevos vasos del xilema, como un método para crear nuevas vías de transporte de agua para compensar vasos destruidos (Baayen, 1988).

Diseminación:

La principal diseminación del patógeno ocurre a través de esquejes infectados provenientes de la planta madre. Una de las dificultades para evitar este tipo de diseminación consiste en que el hongo coloniza el sistema vascular antes de la expresión de los síntomas en la planta y los esquejes obtenidos pueden contener el patógeno sin mostrar síntomas externos (Nelson, 1964); además la distribución del hongo no es uniforme debido a la colonización pasiva de las microconidias en los vasos del xilema, por lo cual algunos esquejes pueden resultar sanos y otros enfermos (Fletcher y Martín, 1972). Otra fuente de diseminación es el suelo contaminado en donde el hongo puede sobrevivir muchos años a través de las clamidosporas.

El agua puede ser un agente de diseminación del hongo, debido a su capacidad para sobrevivir en ese elemento; las esporas pueden germinar en ella y contaminar los reservorios. El aire puede transmitir el patógeno en suelo contaminado (Garibaldi, 1978).

Epidemiología:

La temperatura es uno de los factores ambientales que mayor influencia tienen en el desarrollo de la enfermedad y en la expresión de los síntomas, así como la nutrición de la planta (Baker, 1988). La temperatura óptima para el desarrollo del patógeno está entre 25 y 30°C, una temperatura mínima de 5°C y una temperatura máxima de 37°C, el punto termal de muerte en el suelo es de 57.5 a 60°C durante 30 minutos. La esporulación óptima ocurre entre 20 y 25°C, con 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad. El pH óptimo es de 7.7 y puede desarrollarse entre 2.2 y 9.0 (Fletcher y Martín, 1972; Nelson, 1981; Tramier et al., 1983). El hongo es aerobio y sus poblaciones se reducen con la saturación de agua en el suelo. Para el control del marchitamiento vascular de la planta, se realizan prácticas tales como tratamiento del suelo con vapor, con diversos fumigantes y con fungicidas sistémicos, pero el costo de dichas prácticas es alto y puede variar dependiendo del tipo de tratamiento (Baker, 1980; Arbeláez, 1989).

HONGOS LEVADURIFORMES:

Las colonias pastosas corresponden a un grupo de hongo conocido como levaduras. Estas son organismos unicelulares en algún momento de su ciclo de vida y se multiplican por brotación o fisión. Muchas especies tienen un teleomorfo ascomicético, algunas basidiomicético (Deak & Beuchat, 1996).

Ambiente:

La vasta mayoría de las levaduras son mesófilas, con una temperatura máxima de crecimiento entre 24 y 48°C. Solo unas pocas (2%) son psicrófilas con una temperatura máxima de crecimiento por debajo de 24°C, pero mayor es el número de las levaduras que tienen la temperatura óptima de crecimiento por debajo de 20°C. No hay levaduras que puedan crecer a 50°C y solamente unas pocas pueden desarrollar cerca de 0°C, entre las que se encuentran *Yarrowia lipolytica*, *Debaryomyces hansenii* y *Pichia membranaefaciens*. Por otra parte, *Kluyveromyces marxianus* crece a 48°C, mientras que otras de los molinos azucareros son capaces de proliferar por sobre los 40°C, entre ellas *Pichia polymorpha*, *Geotrichum capitatum*, *Saccharomyces cerevisiae* y especies de *Candida* y *Debaryomyces*. En general, la presencia de etanol o bicarbonato aumenta la temperatura mínima de crecimiento (Déak & Beuchat, 1996).

La mayoría de las levaduras que causan deterioro de alimentos crece a una actividad de agua mínima de 0.90-0.95. Sin embargo *Zygosaccharomyces rouxii* puede crecer sobre substratos azucarados a una actividad de agua igual a 0.62, pero son pocas las levaduras que desarrollan en presencia de altas concentraciones de azúcar que de sal.

Entre las que prefieren substratos salados se hallan *Geotrichum terrestre*, *Stephanoascus ciferrii*, *D. hansenii* y *Lipomyces kononekoeae*. Por otra parte *Zygosaccharomyces mellis* tolera mejor la glucosa que la sacarosa (Déak & Beuchat 1996).

La mayoría de las levaduras toleran un rango de pH entre 3 y 10, pero prefieren un medio ligeramente ácido con un pH de 4.5 a 6.5. Sin embargo *Issatchenkia orientalis*, *P. membranaefaciens*, *Dekkera intermedia* y *Saccharomyces exiguus* pueden crecer a 1.3-1.7, si el acidulante es un ácido inorgánico. Sin embargo, las levaduras basidiomicéticas, *Rhodotorula* y *Cryptococcus* son especialmente tolerantes a los medios alcalinos, mientras que *Saccharomyces*, *Schizosaccharomyces* y *Dekkera* no crecen a pH mayor que 8. Por otra parte, las células son inactivadas a presiones entre 7 y 20 MPa, a 25-35°C (Déak & Beuchat 1996).

Las levaduras son organismos aerobios y aunque unas especies son fermentadoras otras no lo son como por ejemplo los géneros *Cryptococcus* y *Rhodotorula*. *Saccharomyces* y unos pocos géneros más, son fermentadores enérgicos de los azúcares pero pronto detienen su crecimiento y multiplicación por falta de oxígeno. *Dekkera* y su anamorfo *Brettanomyces*, *Zygosaccharomyces bailii* y algunas otras, fermentan glucosa más rápidamente bajo condiciones aerobias que anaerobias (Rodríguez et al., 2001).

Solo unos pocos glúcidos, principalmente hexosa y oligosacáridos, pueden ser fermentados por las levaduras, pero el rango de compuestos que pueden asimilar es mucho más amplio incluyendo además, pentosas, alcoholes, ácidos orgánicos, aminoácidos y glucósidos. Solo *Schwanniomyces*, *Lipomyces* y *Saccharomyces diastaticus* (una variedad de *S. cerevisiae*) pueden hidrolizar almidón. Otras poseen actividad pecto lítica (Déak & Beuchat 1996).

Las levaduras están ampliamente distribuidas en la naturaleza. Se hallan sobre hojas, flores, frutos, piel, cuero, plumas y tracto digestivo de animales herbívoros y omnívoros. Algunas están asociadas con insectos pero el suelo es el mayor reservorio. Algunos géneros son típicos del suelo, por ejemplo *Schwanniomyces* y *Lipomyces* (Déak & Beuchat 1996).

Las levaduras constituyen la causa más probable de alteración de productos tales como frutas y bebidas sin alcohol, las cuales contienen azúcares fermentables, y de aquellos substratos donde la elevada acidez, la baja actividad del agua o la presencia de etanol, reducen el desarrollo bacteriano.

Las levaduras comúnmente asociadas con el deterioro de las frutas secas incluyen *Z. rouxii* y especies de *Hanseniasporas*, *Candida*, *Debaryomyces* y *Pichia* (Brackett 1997).

El deterioro de los jugos de frutas y derivados está influenciado por la presencia de conservantes, sea ácido sórbico, ácido benzoico o dióxidos de azufre, solos o combinados. *Z. bailii* es tolerante a la acidez, xerófila y muy resistentes a los conservantes ácidos. Fermenta intensamente la glucosa y fructosa produciendo dióxido de carbono en tal cantidad que eleva la presión del producto envasado a más de 500 kPa (unos 5 kg/cm²) produciendo distorsión de los envases plásticos o estallido de los de vidrio (Déak & Beuchat 1996).

También forman parte de la microbiota de productos lácteos y cárnicos. Las levaduras de las pasturas y suelo de corrales pueden ser transportadas a los mataderos y de allí a las carcasas. *Cryptococcus laurentii*, *Cryptococcus luteolus*, *Rhodotorula mucilaginosa* y *D. hansenii* suelen hallarse en carcasas de cordero y cerdo (Déak & Beuchat 1996). Las principales levaduras presentes en los productos lácteos son *K. marxianus* y *D. hansenii*, pero también se encuentra *R. mucilaginosa*, *Y. lipolytica* y *Candida parapsilosis* (Frank 1997).

ASPERGILLUS:

Los hongos del género *Aspergillus* causan el deterioro de muchos productos alimenticios. Los productos metabólicos de la invasión fúngica suelen ser muy tóxicos, tanto para el hombre como para otros animales. También producen la inhibición de la germinación junto con cambios de color, calentamiento, amohosado, apelmazado y finalmente podredumbre de las semillas. Algunas especies, por ejemplo *A. niger* o *A. oryzae*, son de interés industrial o se emplean en la fermentación de alimentos en ciertas regiones (Kozakiewicz, 1989).

Morfología:

El color es la principal característica macroscópica para la identificación de los grupos de aspergilos. Poseen distintos tonos de verde, pardo, amarillo, blanco, gris y negro. Las cabezas conidiales presentan bajo el microscopio cuatro formas básicas: globosa, radiada, columnar o claviforme, y a simple vista las más grandes suelen parecer diminutas alfileres sobre el substrato (kozakiewicz, 1989).

En los aspergilos, los conidios constituyen cadenas que se originan en la célula conidiógena o fiálide. En algunos aspergilos hay células adyacentes a las fiáldes denominadas métulas o células de soporte. Los aspergillus poseen una o dos series de células sobre la vesícula, o bien presentan simultáneamente cabezas de ambos tipos (Kozakiewicz, 1989).

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

Los teleomorfos poseen meiosporos en ascos que pueden producirse en racimos desnudos o dentro de ascomas. Éstos tienen una pared formada por hifas sueltas, un plecténquima o un tejido estromático. Según Kozakiewicz (1989), la ornamentación superficial de las ascosporas que se observa con el microscopio electrónico de barrido, es una de las características más fidedignas para la identificación de las especies.

Con excepción de *A. fischerianus* (sección *Fumigati*) y especies de las secciones *Aspergilli* y Nidulantes que tienen respectivamente, teleomorfos en los géneros *Neosartorya*, *Eurotium* y *Emericella*, no se observan formas perfectas en las condiciones habituales de trabajo (Klich & Pitt, 1992).

Identificación:

Tradicionalmente se hace en base a las características macro y micro morfológicas en diversos medios de cultivo incubados a distintas temperaturas (Klich & Pitt, 1992), debido a la necesidad de conocer el contaminante para orientar la búsqueda de micotoxinas en un producto. Se han desarrollado métodos inmunológicos rápidos para la identificación de los hongos contaminantes de granos y otros productos vegetales (Banks et al., 1992) y técnicas moleculares en base al polimorfismo del ADN nuclear y mitocondrial, el polimorfismo de tramos de fragmentos amplificados (AFLP), el polimorfismo de tramos de fragmentos de restricción (RFLP) y el polimorfismo del ADN amplificado al azar (RAPD) para estudios a nivel intra-e inter-específico (Geiser et al., 2000, Scott & Straus 2000), Voetz & Rath 2002).

Ambiente:

La ubicuidad de los aspergilos es debida a su capacidad para crecer a diferentes temperaturas sobre substratos con diverso contenido de humedad. La colonización de los granos durante el almacenamiento, por *Aspergillus* y otros mohos, se produce de forma explosiva cuando la humedad relativa ambiente intergranular se eleva por sobre el 70%, sin que se desencadene aún el fenómeno de brotación (Eguiazú, 1984).

El rango de temperatura para el crecimiento va desde 0-5⁰C para *A. glaucus* hasta 50- 55⁰C para *A. fumigatus*, estando el óptimo entre 30-33⁰C para la mayoría de las especies.

Si unos granos con un contenido de humedad del 15% no fueron afectados por los aspergilos durante un año es porque la temperatura de almacenamiento estuvo por debajo de 5-10°C (Kozakiewicz, 1989).

CUADRO 6 Temperatura y actividad de agua requerida para el desarrollo de algunas especies de *Aspergillus* y *Eurotium* (Lacey, 1989).

ESPECIES	TEMPERATURA °C		ACTIVIDAD DEL AGUA	
	RANGO	ÓPTIMO	MÍNIMO	ÓPTIMO
<i>A. flavus</i> , <i>A. parasiticus</i>	6 - 45	35 - 37	0.78	0.95
<i>A. candidus</i>	3 - 44	25 - 32	0.75	0.90 - 0.98
<i>A. fumigatus</i>	10 - 55	40 - 42	0.85	0.98 - 0.99
<i>A. restrictus</i>	9 - 44	30	0.71	0.96
<i>A. versicolor</i>	4 - 39	25 - 30	0.78	0.95

***MUCOR* sp:**

El género *Mucor* comprende diferentes especies que hacen parte de los hongos filamentosos encontrados en la tierra, plantas, frutas y verduras en descomposición. De las especies más comunes del género se encuentran: *Mucor amphibiorum*, *Mucor circinelloides*, *Mucor hiemalis*, *Mucor indicus*, *Mucor racemosus*, y *Mucor ramosissimus* (González et al., 2000).

Los representantes de este orden son a menudo llamados mohos negros, cuando llegan a la vejez desarrollan un pigmento moreno en muchos casos algunas de las hifas se introducen al sustrato para fijar las sustancia nutritivas (Toro et al., 1993).

Las especies de estos géneros desarrollan estolones, rizoides (*Rhizopus*, *Absidia* y *Rhizomucor*) y el esporangio contiene en su extremo esporangiosporas entre 3-6mm de diámetro cada una, que sirven como forma de diseminación. Presenta formas irregulares, hifas características largas y con ancho de 10 a 30 µm, no septadas, que adoptan a menudo formas curvas o de cintas ramificadas en ángulo recto disposición que permite el libre flujo de núcleos y organelos citoplasmáticos; por esta razón se desarrollan rápidamente en los medios de cultivo habituales (Patrick et al., 2006).

Familia *Mucoraceae*: hongos con esporangios provistos de columela, formada por la pared transversal que separa el esporangióforo del esporangio hacia el interior, a fin de constituir una estructura vesicular o con forma de cúpula, zigósporas desnudas o ligeramente cubiertas por apéndices, caracterizados por tener el tallo no segmentado ramificado. Los género incluyen (*Ansidia*, *Apophysomyces*, *Mortierella*, *Mucor*, *Rhizopus*, *Rhizomucor*).

Género *Mucor*: la especie más conocida y ampliamente distribuida es *Mucor mucedo*, se puede obtener con facilidad a partir de estiércol de caballo, donde abundan las esporas; tiene enzimas proteolíticas que desintegran las grasas, lo que ocasiona descomposición de alimentos.

Rasgos macroscópicos del género: las colonias crecen rápidamente a 25-30°C y rápidamente cubren la superficie del agar. Su apariencia algodonosa presenta una altura de varios centímetros; el color es inicialmente blanco y se vuelve castaño grisáceo con el tiempo. Los hongos filamentosos de este género, pueden ser mantenidos en medios relativamente pobres, estos no son exigentes, un medio que induce una buena esporulación es ideal. A continuación se hace referencia a algunas condiciones que favorecen el crecimiento (Deacon, 1993).

Humedad: la mayoría crecen a partir de 0.7-0.8. El límite máximo de la aw es de 0.999 (Alexopoulos et al., 1996).

Temperatura: la mayoría son mesofílicos, crecen entre 10-35°C. Su temperatura óptima está entre 15-30°C. Pueden crecer y esporular a temperaturas de 45°C y superiores, pero su crecimiento decrece en temperaturas por debajo de 20°C (Wainwright, 1992).

Oxígeno: los organismos obtienen su energía por metabolismo oxidativo (respiratorio) o por fermentación. En bajas concentraciones de oxígeno, pueden utilizar nitrato como oxidante. Pueden crecer en condiciones estáticas o de agitación. El porte de O₂, en general, aumenta el crecimiento (Carlile y Watkinson, 1996).

Luz: en muchos estudios se reporta que la iluminación puede incrementar o reducir la tasa en que se propaga el hongo, este factor puede interferir en el metabolismo, los cuales pueden inducir la biosíntesis de carotenoides. Es el caso de *Mucor circinelloides*. Es en las longitudes de onda del azul sugieren que el foto receptor es una flavina (Silva y Martínez, 2006).

Trichophyton:

Los hongos queratinofílicos son aquellos que tiene su hábitat en sustratos queratinizados. Algunos de ellos poseen la capacidad de degradar la queratina, denominándose entonces hongos queratinolíticos (Kunert, 2000).

El *Trichophyton rubrum* es un hongo dermatofito moniliáceo, hialino, con estructuras de fructificación (Arango, 1995, Rippon J, 1990), que infecta a tejidos queratinizados, se puede identificar por sus características nutricionales, fisiológicas o morfológicas.

Microscópicamente, se observan microconidias laterales en forma de lágrima o pera, unidas en ángulos rectos y alternos a la hifa y macroconidias fusiformes que pueden estar presentes en el cultivo. Macroscópicamente, las colonias son de color blanco algodonoso, consistencia dura y presentan pigmento rojo vino que se difunde en el medio de cultivo, el cual es visualizado en el reverso de la colonia (López R, 1995, Koneman EW, 1992).

La colonia es de desarrollo pobre, afelpada, blanca, generalmente libre de conidias y pigmento por el reverso de color amarillento o rojo oscuro.

La morfología microscópica muestra microconidias en forma de lágrimas producidas lateralmente en la hifa. Las macroconidias son raras pero cuando se presentan tienen forma fusiforme. Se pueden observar cuerpos pectinados, cuerpos nodulares y clamidoconidias.

Utilizando la técnica del anzuelo de queratina descrita por Vanbreuseghem en 1952, se ha demostrado que el suelo es un importante reservorio para muchos de estos hongos. Mediante dicha técnica se han aislado numerosas formas perfectas o teleomorfas (fase sexual), teniendo algunas de estas como fase anamorfa (asexual) a especies de hongos dermatofitos.

En su mayoría se incluyen dentro del orden *Onygenales*, concretamente en las familias *Onygenaceae*, *Gymnoascaceae* y *Arthrodermataceae* (Currah, 1985), y sus anamorfos o estados asexuales, se incluyen mayoritariamente en los géneros *Blastomyces*, *Costantin* y *Rolland*, *Chrysosporium Carmichael*, *Malbranchea Sacc.*, *Microsporum Gruby*, *Trichophyton Malmstein*, *Geomyces Traaen*. Y *Oidiodendron Robak*.

La queratina es una proteína que forma parte de numerosas estructuras de los animales, tales como pelos, plumas, lana, cuernos, pezuñas, uñas, siendo un sustrato difícil de descomponer por la mayoría de los microorganismos del suelo debido a su estructura química compleja y sumamente resistente a la acción de agentes físicos y químicos (Mathison, 1964; Pugh y col., 1984), lo cual comporta una gran importancia a nivel ecológico así como en micología médica.

La presencia de esta molécula en el suelo es importante para el desarrollo de las especies queratinofílicas, pero existen otros factores que condicionan o afectan su distribución y supervivencia en la naturaleza. Según Garg y col. (1985) estos factores se pueden agrupar en dos categorías; factores abióticos y factores bióticos.

Factores abióticos:

Dentro de los factores más importantes cabe señalar la temperatura. Los hongos queratinofílicos generalmente son mesofílicos, con una temperatura óptima de crecimiento entre 25-27°C. Existen sin embargo excepciones, ya que se han aislado cepas de especies mesofílicas en ambientes extremos. Por ejemplo, se han aislados en suelos alpinos *Microsporum gypseum* (E. Bodin) *Guiart y Grigoraki*, *Trichophyton ajelloi* (Vanbreuseghem) *Ajello y T. terrestre Durei y Frey* (Batelli y col., 1978), o *Chrysosporium pannorum* (Links) *S. Hughes* en la Antártida (Pugh y Allsopp, 1982).

Con una **temperatura** óptima de crecimiento de 15-17°C. (Saez y Chauvier, 1977) la temperatura más alta a la que algunos hongos queratinofílicos podrían desarrollarse es de 41°C, como es el caso de *Chrysosporium Keratinophilum* D. Frey ex J.W. Carmichael.

Otro factor abiótico importante es la **luz**, y más concretamente la luz UV, ya que inhibe la germinación de las esporas y, eventualmente, el crecimiento de las hifas. La inhibición de la germinación de las esporas por la luz visible (400-700 nm), fue estudiada por Buchnicek (1968). Según dicho autor, la exposición continuada a la luz tiene inicialmente un efecto fungistático, y posteriormente, fungicida. Ello explicaría el descenso en la frecuencia de dermatomicosis en el periodo estival (Garg y col., 1985).

En el suelo, la variación en la microbiota queratinofílica está condicionada por las variaciones de temperatura y luz que se producen. Esta variación es más marcada en regiones tropicales y subtropicales (Garg y col., 1985).

La supervivencia de los hongos queratinofílicos en el suelo está también directamente influenciada por los **factores edáficos** del mismo. Cabe destacar el pH (cuyo óptimo para el crecimiento de los hongos es de 6 a 9), la existencia de una fuente de nitrógeno próxima y accesible, la humedad (importante en los procesos de germinación, crecimiento y reproducción), y también es importante la presencia de materia orgánica en descomposición.

Según las concentraciones de materia orgánica que se encuentren en el suelo, se pueden considerar dos grupos de hongos queratinofílicos: los dependientes de concentraciones de materia orgánica elevada, como es el caso de *M. Gypseum*, y de concentración baja de materia orgánica, ***Trichophyton terrestre*** (Durei & Frey) y un segundo grupo, cuya distribución no depende de dicha concentración, *T. ajelloi* (Vanbreuseghem) Ajello y *C. keratinophilum*.

La concentración de metales pesados presente en el suelo no parece afectar a la distribución de estos microorganismos, los cuales actuarían como acumuladores de los mismos, preferentemente en las hifas (Garg y col., 1985). Se ha descrito un efecto inhibitorio de NaCl en el crecimiento de los dermatofitos, y aunque la salinidad tolerada por los mismos no se ha determinado, estos se han aislado repetidamente en muestras de suelos procedentes de la costa mediterránea, los que poseen una salinidad entre 5.8 y 15.6% (Orrú y col., 1968).

Factores bióticos:

La presencia de animales o restos de los mismos constituye el principal factor biótico que influye en la distribución de los hongos queratinofílicos. La asociación de las aves con la supervivencia y dispersión de los dermatofitos ha sido estudiada por diferentes autores (Ajello, 1953; Kuehn, 1960; Gierloff y Katic, 1961; Bühlman y Reith, 1962; Dvorak y Octcenasek, 1964, Pugh, 1966; Rees, 1967-a, -b; Pugh y Evans, 1970; Hubalek, 1972, 1974, 2000, Hubalek y Balat, 1976).

OBJETIVO:

Identificar el tipo de hongo que afecta al forraje verde hidropónico en la comarca lagunera.

HIPOTESIS:

El Forraje Verde Hidropónico por su alto contenido de azúcares y por las condiciones de temperatura y humedad en que se produce, es susceptible de contaminación con una amplia variedad de hongos, de la que la familia fusarium debe ser la más extendida.

MATERIALES Y METODOS:

Materiales de laboratorio:

Matraz Erlenmeyer

Mortero

Bolsa estéril para transportar alimento

Frascos de dilución

Pipetas de 10 ml

Cajas de Petri

Mecheros de bunsen

Autoclave

Incubadora

Cuenta colonias

Agar dextrosa sabouraud

Ácido tartárico al 10%

Agua peptonada

Agua destilada

Materiales para microcultivos:

Portaobjetos y cubreobjetos (22 x 22 mm)

Placas de Petri de vidrio (9 cm de diámetro)

Soporte de vidrio de U

Asa de siembre

Cultivo de hongos

Méδιο de cultivo (Sabouraud)

Solución de lactofenol al azul algodón

Agua esterilizada estéril

Microscopio

Localización y duración de la investigación:

El estudio se llevó a cabo en las instalaciones de Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, se encuentra ubicada en el predio de San Antonio de los Bravos, en la ciudad de Torreón, Coahuila. En la Comarca Lagunera sobre el periférico Raúl López Sánchez y carretera Santa Fe. El trabajo de investigación tuvo una duración de 130 días, repartidos de la siguiente manera: trabajo de campo 10 días, trabajo de laboratorio 120 días.

Metodología de la investigación:

El estudio tuvo como objetivo identificar los hongos que afectan al forraje verde hidropónico en la Comarca Lagunera, utilizando semillas de maíz, sorgo, avena, trigo, lo cual fueron sembradas en charolas, las cuales fueron regadas con cuatro tipos de agua de diferentes lugares: agua de la UAAAN, Lerdo, agua del Fraccionamiento La Amistad y un agua testigo (agua hervida).

Para iniciar esta investigación se acondicionó un invernadero provisional el cual consto de un anaquel de madera y una malla sobre. En el cual la toma de muestra fue desde el día de la siembra de las semillas en las charolas hasta el día 7 de crecimiento de la plántula.



La producción del forraje hidropónico en este proyecto no contaba con los requerimientos necesarios para llevar a cabo la producción de este. Ya que el objetivo de esta investigación era identificar el tipo de hongo que afecta al forraje hidropónico.

El equipo con el que contábamos para el riego era de unos garrafones donde teníamos almacenada el agua de diferentes lugares, el cual llenábamos unas botellas de plástico previamente desinfectadas para regar al forraje hidropónico.

El ambiente en donde estábamos produciendo el forraje estaba sucio y estaba situado dentro de una explotación caprina en donde el ambiente era hostil para que se contaminara de algún hongo, ya que no teníamos ningún control ambiental adecuado para la producción de este.

Estas condiciones de trabajo son similares a las explotaciones comerciales donde normalmente se produce FVH hidropónico para suplementación de animales domésticos.

Después del preámbulo descrito de forma general acerca de este proyecto, se aborda a continuación la metodología empleada para la realización de esta investigación que es producir el forraje hidropónico e identificar los hongos que afectan a este,

Construcción de anaquel:

La construcción del anaquel se llevó un tiempo aproximado de 5 horas y con un costo muy bajo debido al material utilizado, ya que se utilizó para su elaboración madera, clavos y alambre. Teniendo las siguientes medidas 1.40 m de largo por 1.20 m de ancho, por 1 m de alto.

Sistema de riego:

El sistema de riego estaba constituido por 4 garrafones en el cual teníamos almacenada el agua con la que íbamos a regar así como la utilización de botellas, en las cuales vertíamos el agua de los garrafones en ellas, para después regar al forraje hidropónico.

Lavado de las semillas:

Se sumergieron las semillas forrajeras en unas cubetas de plástico, con el fin de retirar todo el material que flote, como lanas, basura, granos partidos y cualquier otro tipo de impurezas.

Desinfección de las semillas:

Las semilla se desinfectaron dentro de las cubetas de plástico que tenía 2 ml de hipoclorito de sodio (blanqueador comercial) diluidos por cada litro de agua. Este lavado tiene como objetivo eliminar hongos y bacterias contaminantes

El tiempo que se dejó la semilla en la solución fue de 15 minutos, después de desinfectadas las semillas, se enjuagaron con abundantes agua.

Pregerminación:

La semilla después de haber sido tratada, se humedeció durante 24 horas con agua, una vez cumplido éste tiempo, se drenó el agua para que la semilla pueda respirar una vez que se encuentre lista el agua, se sumergió la semilla durante 24 horas.

Lo más conveniente es dividir ese tiempo en dos etapas de 12 horas cada una. Se remoja las semillas durante 12 horas continuas, las sacamos durante 1 hora para oxigenarlas y se volvió a remojar durante otras 12 horas con agua limpia.

Colocar las semillas en las charolas:

Una vez que pasó el tiempo de Pregerminación de las semillas, se colocan las semillas en las charolas.

Para prevenir hongos y enfermedades en el forraje, se desinfecto previamente las charolas, las cuales se sumergieron por 10 minutos en contenedores en donde tenía 1 ml de cloro por cada litro de agua, después enjuagamos con abundante agua para eliminar el residuo del cloro.

Después de que se realizó lo anterior, las semillas fueron colocadas en el interior de cada charola y se distribuyeron de forma homogénea.

Investigación y experimentación:

Después de haber depositado las semillas en las charolas, a partir del segundo día de producción empezamos a tomar muestras siguiendo el siguiente protocolo.

Protocolo de muestras de forraje verde hidropónico para la identificación de hongos:

1. Se tomó 15 muestras de cuatro tipos de cultivos hidropónico(sorgo, maíz, trigo, avena), regadas por cuatro tipos de agua (agua de la UAAAN, Lerdo, Amistad, y una testigo (agua hervida)

2. Cada muestra consistió en 5 grs de plántula que se pusieron dentro de bolsas de plástico estériles.
3. Cada muestra se colocó en un frasco con 45 ml de caldo peptonado, se agitaron para desprender esporas de los hongos.
4. De cada frasco se tomó 4 ml para colocar 1 ml a 4 cajas Petri.
5. Se vació el medio agar dextrosa Sabouraud a cada caja de Petri, 2 cajas de Petri fueron incubadas a 25°C y las otras 2 cajas de Petri a 35°C.
6. Identificación de hongos se hizo a 25°C y levaduras a 35°C, no se descartaron hasta 5 días después de sembradas.
7. La identificación de hongos filamentosos se hizo por Observación al microscopio y mediante la Elaboración de micro cultivos.
8. La identificación de levaduras se hizo por tinción con técnica de Gram.

Cultivo de hongos para identificación morfológico:

Las preparaciones realizadas serán útiles en la identificación de especies, pero en muchas ocasiones no permiten revelar las principales características morfológicas de una especie determinada. En estos casos hay que recurrir a un tipo de preparación más completa, la realización de microcultivos o cultivos en portaobjetos que consisten en obtener una pequeña colonia de hongo sobre la superficie de un portaobjetos, creciendo prácticamente en el mismo plano. Esto facilita la observación de la totalidad de las estructuras características de cada especie, lo cual permite el estudio morfológico de estas.

Existen varias alternativas que proporcionan buenos resultados. A continuación se describe el método llamado Rivaller y Seydel y una técnica más sencilla, cultivo con cubreobjetos, que también proporciona buenos resultados.

Cultivo en portaobjetos (técnica de Rivaller y Seydel)

Para el cultivo de hongos el medio más empleado es el sabouraud. La selectividad se debe a su bajo pH y la alta concentración de glucosa, que junto a una incubación a temperaturas relativamente bajas (25 a 30° C), favorecen el crecimiento de hongos y dificultan el de bacterias. Sin embargo, esas dos características de los medios Sabouraud hacen que sea necesario tomar precauciones a la hora de prepararlos.

La fuente de reacción ácida del medio Sabouraud hidroliza en parte del agar, por lo cual se recomienda preparar el necesario y no refundirlo, ya que cualquier sobrecalentamiento disminuye notablemente su capacidad de gelificación. Conviene también esterilizar en autoclave precalentado debido a que puede caramelizar el alto contenido en glucosa por sobrecalentamiento.

Técnica de identificación de hongos (técnica de Ridell).

1. Se cortó cuadros de PDA de una caja Petri de 1cm de lado y 3mm de espesor con un bisturí estéril y caliente.

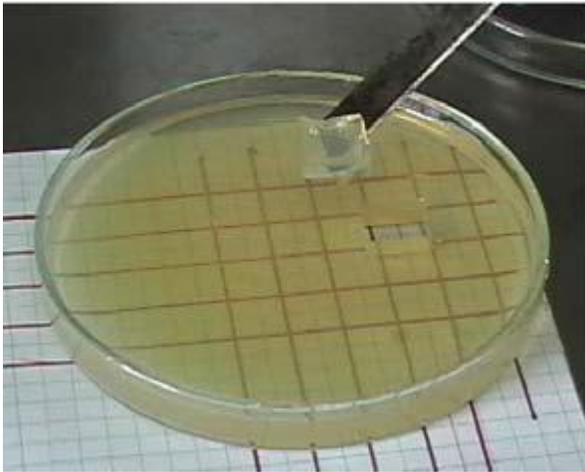


FIGURA 1 Forma en que se cortan los cuadros de agar para el cultivo.

2. Se colocó el cuadro de PDA en un portaobjetos que está sobre una varilla de vidrio doblada en forma de "V" en una caja Petri (previamente esterilizada).

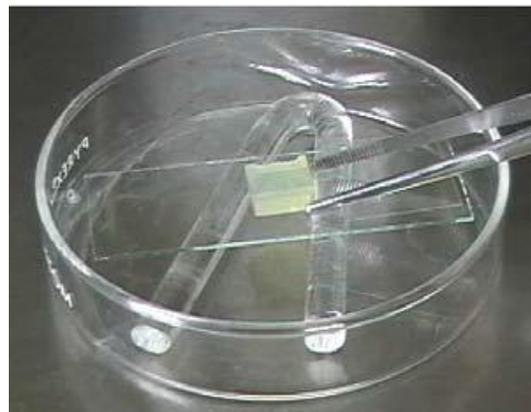
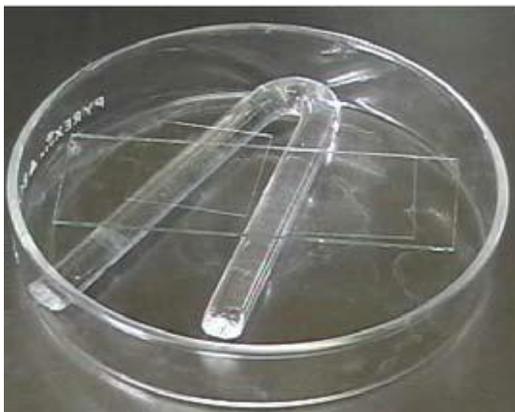


FIGURA 2 Material para el microcultivo y puesta del cuadro de agar.

3. Se tomó con el asa él inóculo del hongo previamente seleccionado.
4. Se inóculó por picadura en cada uno de los lados del cuadro de agar.
5. Se colocó sobre el agar un cubreobjetos y presionó ligeramente para que se adhiriera al medio.

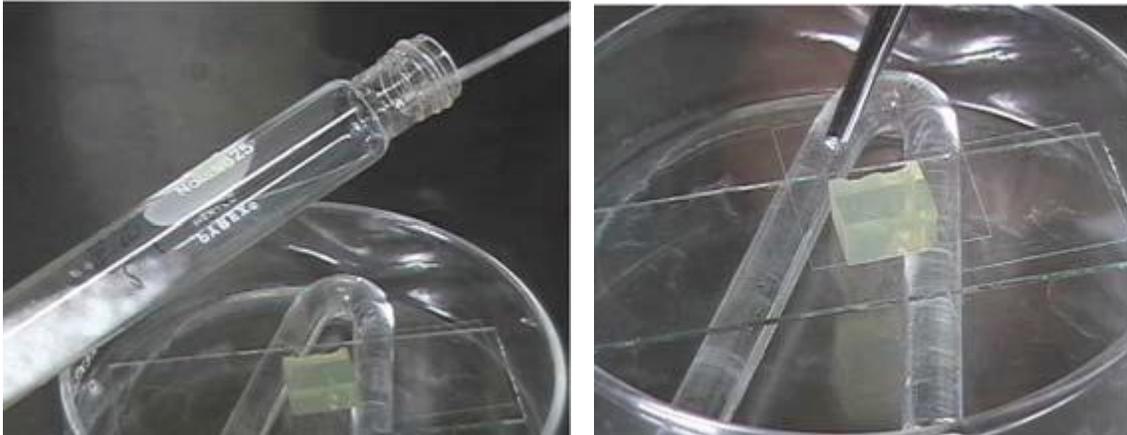


FIGURA 3 Inoculación de agar.

6. Se adicionó 5ml de glicerol al 10% en la caja Petri.
7. Se incubó a temperatura ambiente
8. Si el hongo se desarrolló y se puede identificar, se adicionó 5 ml de formaldehído para inactivar al hongo.

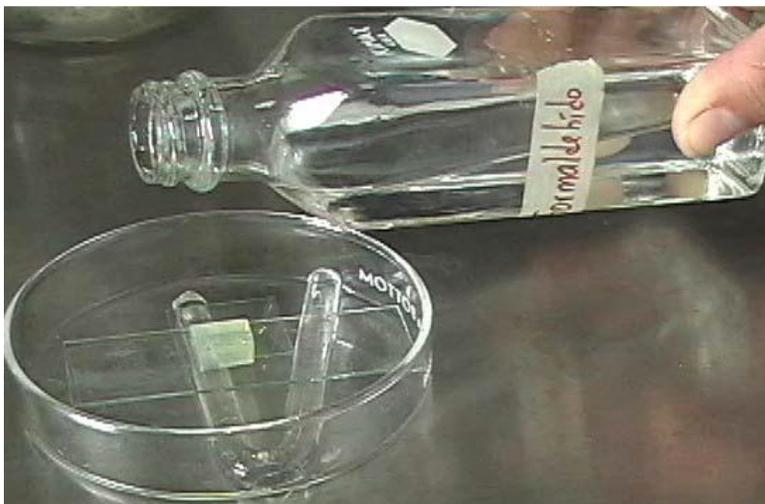


FIGURA 4 Inactivación del hongo.

9. Se desprendió con cuidado el cubreobjetos que se encuentra sobre el cuadro de agar y colocarlo sobre un portaobjeto que contenga azul de algodón, sellar con barniz de uña transparente.

10. Se colocó un cubreobjetos sobre el colorante y se selló la preparación.

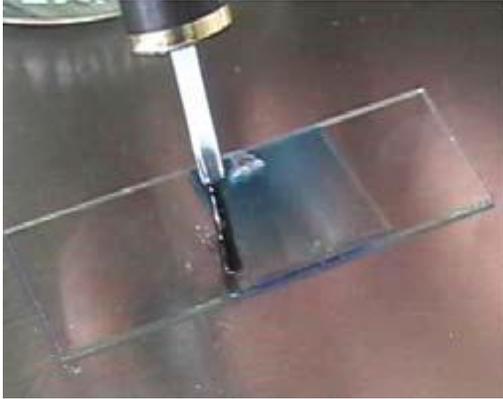


FIGURA 5 Realización de la preparación en fresco del cultivo.

11. Se identificó del hongo al microscopio.

Se fueron seleccionando las muestras en las que había un crecimiento de colonias de hongos y levaduras para después clasificarlas de acorde con el número de muestra y el día en que fueron sembradas.

De cada muestra tomada se fueron agrupando conforme sus características similares macroscópicas, después se fueron seleccionando las que tenían mayor crecimiento de hongos, esto se hizo con el objetivo de reducir el número de muestras con las que se estaban trabajando, no sin antes revisarlas que fueran de una misma colonia de hongo.

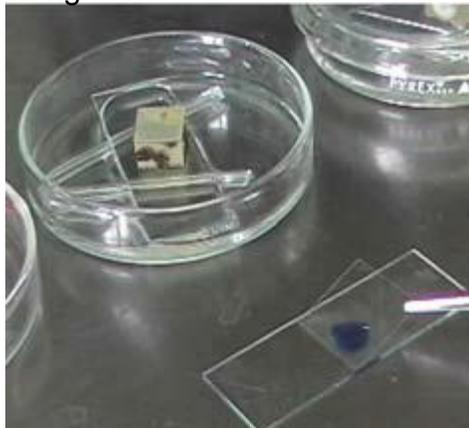


FIGURA 6 Agrupación de Hongos.

Teniendo ya seleccionadas el número de muestras con las que se iba a trabajar, se hicieron resiembras en microcultivos para descartar que en una sola muestra hubiese varias colonias de hongos de diferentes cepas.

Se identificaron los tipos de hongos que estaban presentes en las muestras del forraje hidropónico, con ayuda de microscopios y manuales de micología para su identificación adecuada.

CUADRO 7 Tipos de agua de riego.

MUESTRA:	TIPO DE AGUA
HF-1	Agua de Lerdo
HF-2	Agua Testigo
HF-3	Agua de la Narro
HF-4	Agua de Lerdo
HF-5	Agua de la Narro
HF-6	Agua de Lerdo
HF-7	Agua de la Amistad
HF-8	Agua de Lerdo
HF-9	Agua de Lerdo
HF-10	Agua de Lerdo
HF-11	Agua de la Amistad
HF-12	Agua de la Narro
HF-13	Agua de la Amistad
HF-14	Agua de la Amistad
HF-15	Agua de la Amistad
HF-16	Agua de la Amistad
HF-17	Agua de la Narro
HF-18	Agua de la Narro
HF-19	Agua de la Narro
HF-20	Agua de Lerdo

CUADRO 8 Tipo de Agua de Riego.

MUESTRAS	TIPO DE AGUA
HF-21	Agua de Lerdo
HF-22	Agua de la Narro
HF-23	Agua de Lerdo
HF-24	Agua de la Narro
HF-25	Agua Testigo
HF-26	Agua de la Narro
HF-27	Agua Testigo
HF-28	Agua de lerdo
HF-29	Agua de la Narro
HF-30	Agua de Testigo
HF-31	Agua de Lerdo
HF-32	Agua de Lerdo
HF-33	Agua de la Narro
HF-34	Agua de Lerdo
HF-35	Agua de Lerdo
HF-36	Agua de la Narro
HF-37	Agua de la Narro
HF-38	Agua de la Narro
HF-39	Agua de Lerdo
HF-40	Agua de la Narro

CUADRO 9 Clasificación de hongos.

MUESTRA:	TIPOS DE HONGO IDENTIFICADO
HF-1	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-2	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-3	Hongos Levaduriformes (pseudo micelios).
HF-4	<i>Aspergillus terreus.</i>
HF-5	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-6	<i>Aspergillus terreus.</i>
HF-7	<i>Trichophyton rubrum.</i>
HF-8	<i>Trichophyton violaceum.</i>
HF-9	<i>Trichophyton.</i>
HF-10	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-11	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-12	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-13	<i>Aspergillus terreus.</i>
HF-14	<i>Aspergillus flavus.</i>
HF-15	Clamidosporas de <i>Fusarium.</i>
HF-16	<i>Aspergillus flavus.</i>
HF-17	<i>Aspergillus terreus.</i>
HF-18	Clamidosporas de <i>fusarium.</i>
HF-19	<i>Trichophyton tonsurans.</i>
HF-20	<i>Fusarium oxysporum.</i>

CUADRO 10 Clasificación de hongos.

MUESTRAS	TIPOS DE HONGOS
HF-21	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-22	<i>Trichophyton.</i>
HF-23	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-24	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-25	<i>Trichophyton.</i>
HF-26	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-27	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-28	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-29	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-30	<i>Aspergillus flavus.</i>
HF-31	<i>Trichophyton.</i>
HF-32	<i>Mucor circinelloides.</i>
HF-33	<i>Trichophyton tonsurans.</i>
HF-34	<i>Trichophyton violaceum.</i>
HF-35	<i>Fusarium oxysporum.</i>
HF-36	<i>Trichophyton.</i>
HF-37	<i>Aspergillus flavus.</i>
HF-38	<i>Trichophyton.</i>
HF-39	<i>Aspergillus terreus.</i>
HF-40	<i>Aspergillus flavus.</i>

IDENTIFICACIÓN DE HONGOS EN EL MICROSCOPIO:

FIGURA 7. *Fusarium Oxysporum*

Muestras HF-1, HF-2, HF-5, HF-12, HF-20, HF-21, HF-35.

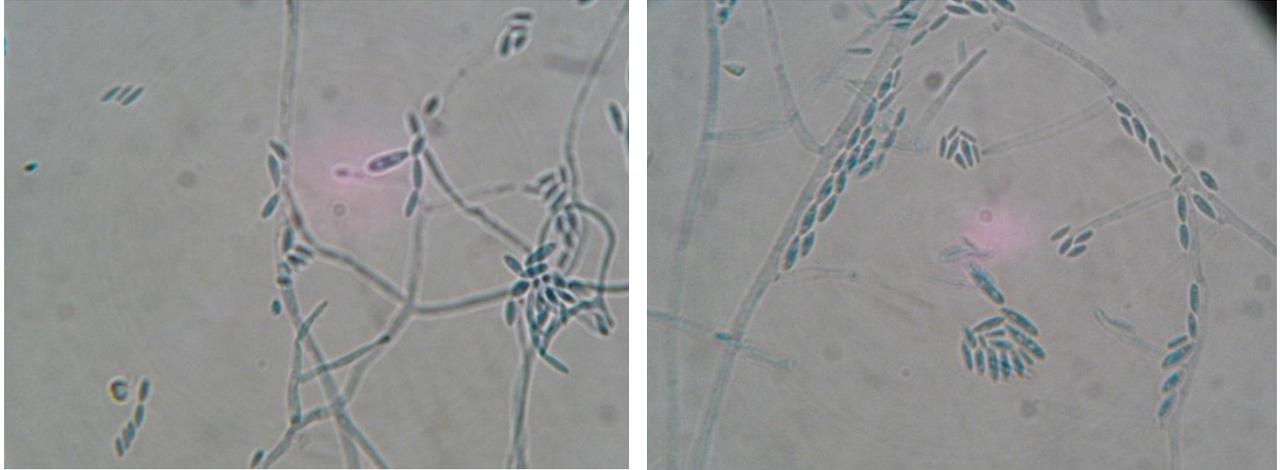


FIGURA 8 Hongos Levaduriformes

Muestra HF-3

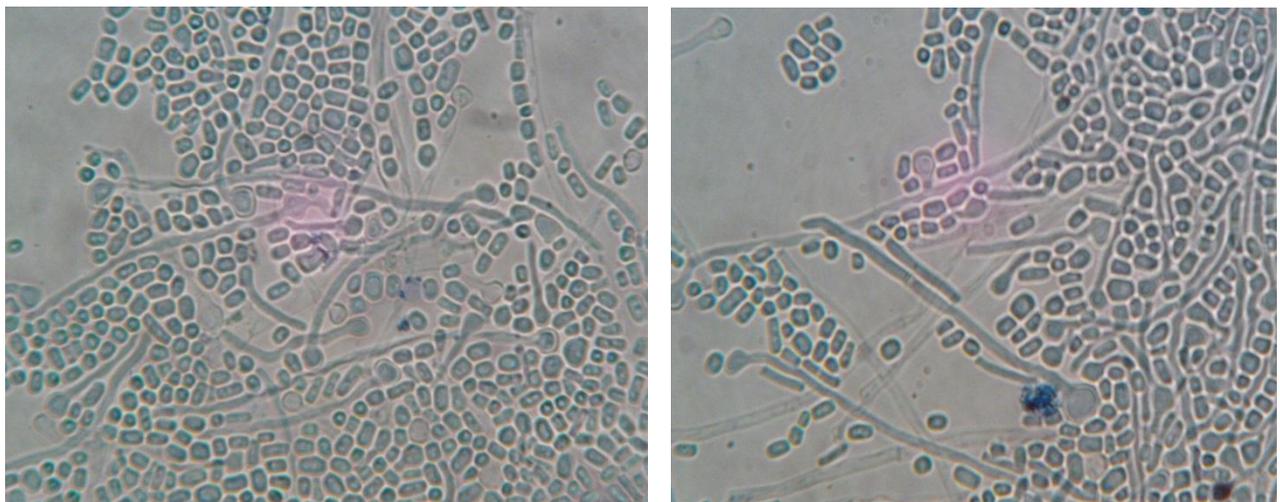


FIGURA 9 *Trichophyton rubrum*

Muestras HF-7

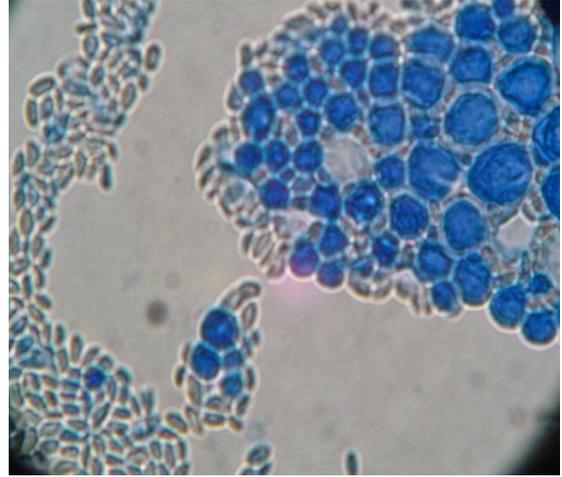


FIGURA 10. *Trichophyton violaceum*

Muestras HF-8, HF-34



FIGURA 11 *Trichophyton*

Muestras HF-9, HF-22, HF-25, HF-31, HF-36, HF-38

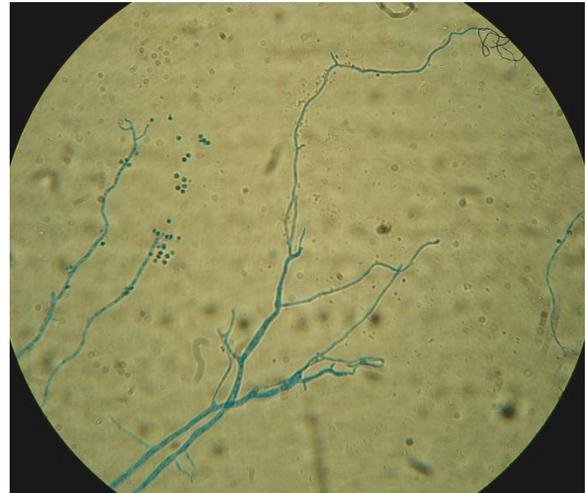
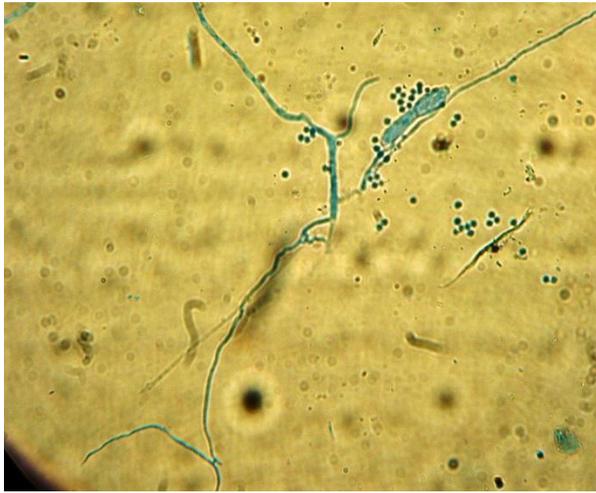


FIGURA 12 *Aspergillus terreus*

Muestras HF-4, HF-6, HF-13, HF-17, HF-39

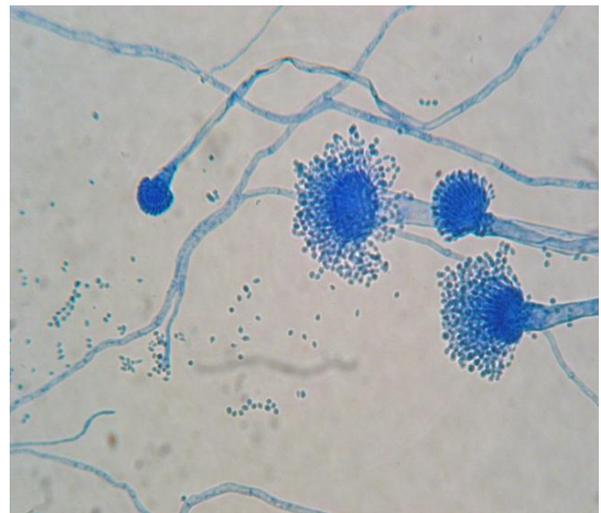
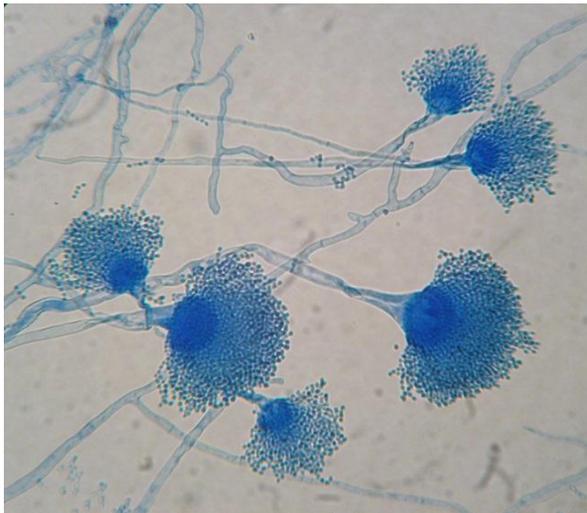


FIGURA 13 *Mucor circinelloides*

Muestras HF-11, HF-10, HF-23, HF-24, HF-26, HF-27, HF-28, HF-29, HF-32.

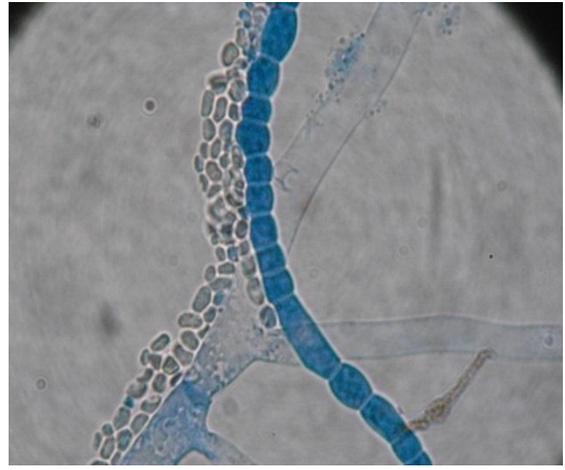


FIGURA 14 *Aspergillus flavus*

Muestras HF-14, HF-16, HF-30, HF-37, HF-40

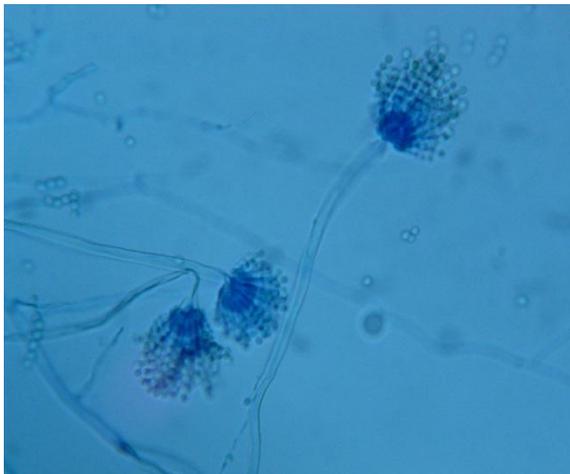


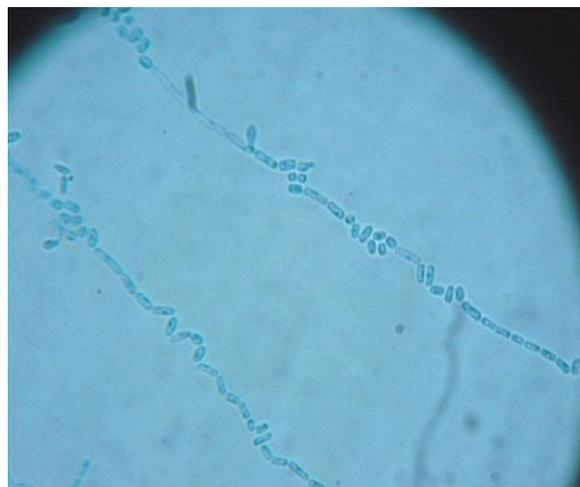
FIGURA 15 *Clamidosporas de fusarium*

Muestras HF-15, HF-18, HF-31



FIGURA 16 *Trichophyton tonsurans*

Muestra HF-19



RESULTADO Y DISCUSIÓN:

En el presente trabajo, con el fin de hacer un aporte a las actividades agropecuarias, se produjo el forraje hidropónico tal y como lo harían en las zonas rurales sin ningún control ambiental extraordinario para su producción, no llevando ningún control que fuera sofisticado a las condiciones de campo ya sea de temperatura, pH, ventilación. Con el objetivo de identificar los tipos de hongos que lo contaminan, utilizando agua de varios lugares.

En esta investigación nos dio como resultado que al no tener un buen control ambiental para la producción del forraje hidropónico, este se contamina principalmente de hongos, que son los primeros en hacerse visibles provocando podredumbre en las semillas, así como también en las plántulas. Una vez realizado el trabajo de campo dio como resultado la identificación de los siguientes tipos de hongos los de mayor incidencia a contaminar son los del género *Fusarium*, *Aspergillus*, *Trichophyton*, en segundo lugar esta *Mucor*, y en tercer lugar son los *Hongos Levaduriformes*. Siendo así que nuestra hipótesis es totalmente cierta que los hongos de mayor incidencia en el forraje hidropónico es el de género *fusarium*, así como también hay mucha prevalencia de los del género *Aspergillus* y *Trichophyton*.

CUADRO 11 Número de muestras positivas en hongos.

MUESTRA	HONGOS	LEVADURAS
HF-1	POSITIVO	NEGATIVO
HF-2	POSITIVO	NEGATIVO
HF-3	NEGATIVO	POSITIVO
HF-4	POSITIVO	NEGATIVO
HF-5	POSITIVO	NEGATIVO
HF-6	POSITIVO	NEGATIVO
HF-7	POSITIVO	NEGATIVO
HF-8	POSITIVO	NEGATIVO
HF-9	POSITIVO	NEGATIVO
HF-10	POSITIVO	NEGATIVO
HF-11	POSITIVO	NEGATIVO
HF-12	POSITIVO	NEGATIVO
HF-13	POSITIVO	NEGATIVO
HF-14	POSITIVO	NEGATIVO
HF-15	POSITIVO	NEGATIVO
HF-16	POSITIVO	NEGATIVO
HF-17	POSITIVO	NEGATIVO
HF-18	POSITIVO	NEGATIVO
HF-19	POSITIVO	NEGATIVO
HF-20	POSITIVO	NEGATIVO

CUADRO 12. Número de muestras positivas en hongos.

HF-21	POSITIVO	NEGATIVO
HF-22	POSITIVO	NEGATIVO
HF-23	POSITIVO	NEGATIVO
HF-24	POSITIVO	NEGATIVO
HF-25	POSITIVO	NEGATIVO
HF-26	POSITIVO	NEGATIVO
HF-27	POSITIVO	NEGATIVO
HF-28	POSITIVO	NEGATIVO
HF-29	POSITIVO	NEGATIVO
HF-30	POSITIVO	NEGATIVO
HF-31	POSITIVO	NEGATIVO
HF-32	POSITIVO	NEGATIVO
HF-33	POSITIVO	NEGATIVO
HF-34	POSITIVO	NEGATIVO
HF-35	POSITIVO	NEGATIVO
HF-36	POSITIVO	NEGATIVO
HF-37	POSITIVO	NEGATIVO
HF-38	POSITIVO	NEGATIVO
HF-39	POSITIVO	NEGATIVO
HF-40	POSITIVO	NEGATIVO

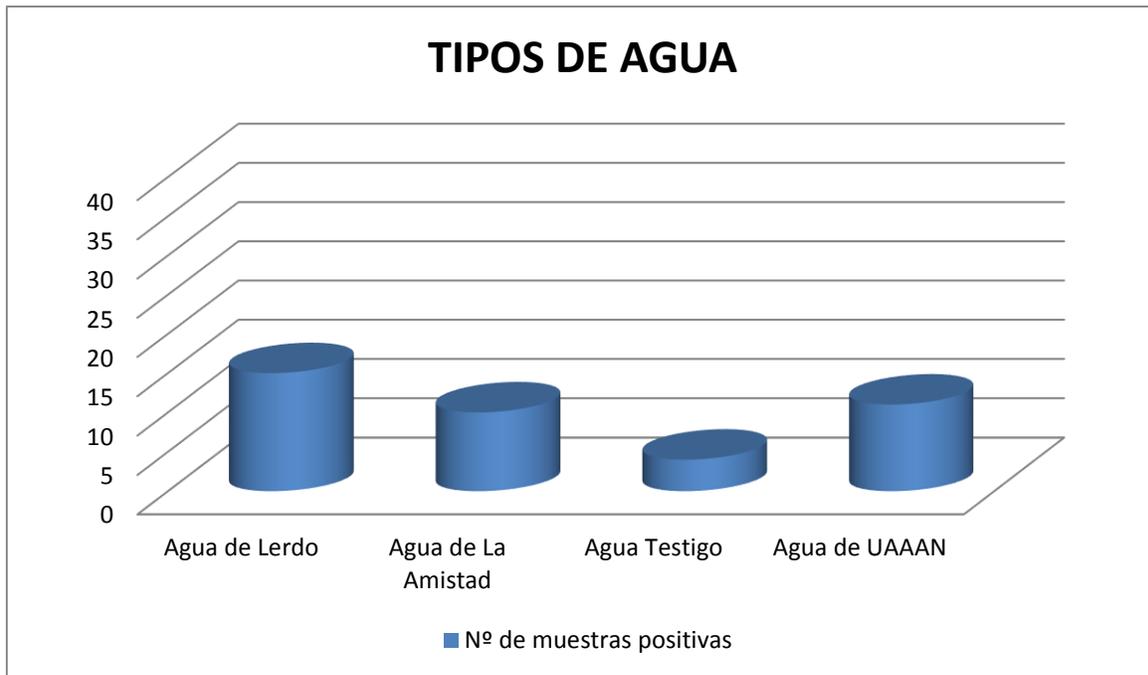
Aunque de forma global y desde otro punto de vista el cultivo hidropónico o sin suelo puede presentar ciertas ventajas con respecto al cultivo tradicional, también es cierto que éstos, en sus diferentes modalidades, son afectados, a veces gravemente.

Si esta técnica se utilizó en principio para resolver el problema de determinadas enfermedades, con el paso del tiempo se observó que no era la solución definitiva para las procedentes del suelo.

Dentro de los múltiples factores que afectan la producción de forraje se encuentra la proliferación de hongos filamentosos causantes de enfermedades (Sánchez, 1998).

Al cultivar plantas en contenedores regados por soluciones nutritivas, se separan sus raíces de su medio habitual, que es el suelo.

Grafica 1.



En la gráfica de arriba señalamos los tipos de agua y el número de muestras que resultaron contaminadas.

Estos microorganismos aparecen en la zona de la raíz, hacen que el agua que escurre se torne lechosa, con un olor desagradable y puede generar problemas de salud en los animales que lo consumen.

La recirculación de la solución de nutrientes hace fácil su diseminación a todo el cultivo. Las plantas infectadas por hongos de la raíz, durante su desarrollo pueden sufrir de enanismo y no alcanzar la madurez.

Esto se debe principalmente a medidas sanitarias pobres durante la germinación, como lo son: el exceso de humedad en el medio de crecimiento, aeración pobre y alta densidad de plántula. Estos hongos pueden diseminarse en el polvo y partículas de suelo en el piso. Puede transmitirse a través de las manos, herramientas e insectos como la mosquita de los hongos.

Los hongos se pueden clasificar como psicrófilos, mesófilos o termófilos. Los psicrófilos tienen un mínimo de temperatura de crecimiento menor a los 0°C y máxima menor a los 20°C, los mesófilos, la mayoría de los hongos, tiene una temperatura mínima de 0°C, máxima menor a 50°C, y los termófilos una mayor a los 20°C, máxima mayor a los 50°C (Kendrick, 2000).

La mayoría de los hongos crece a un rango de temperatura entre 25 a 30°C (Kavanagh, 2005). La temperatura influye en el crecimiento, la germinación de esporas, reproducción y, en general, todas las actividades del organismo (Alexopoulos et al., 1996).

El pH es fundamental para el desarrollo de los hongos, a un pH alto se ve afectada la solubilidad de los metales y a pH bajo se afectan los sistemas enzimáticos, el ingreso de vitaminas esenciales y ácidos orgánicos y la toma de minerales (Cochrane, 1963). El pH óptimo se encuentra entre 4 y 6 (Kavanagh, 2005).

HONGO	TEMPERATURA	pH
<i>Fusarium</i>	25 - 30°C	5.5 – 7.5
<i>H. Levaduriformes</i>	24 - 28°C	4.5 – 6.5
<i>Aspergillus</i>	30 - 33°C	4.5 – 6.2
<i>Mucor</i>	25 - 30°C	4 - 5
<i>Trichophyton</i>	25 - 27°C	6 - 9

Además, las modificaciones introducidas en el ambiente de la planta por estos sistemas pueden en ocasiones agravar o incluso expresar enfermedades que no se habían manifestado, por lo menos de forma patente, en los cultivos sobre suelo.

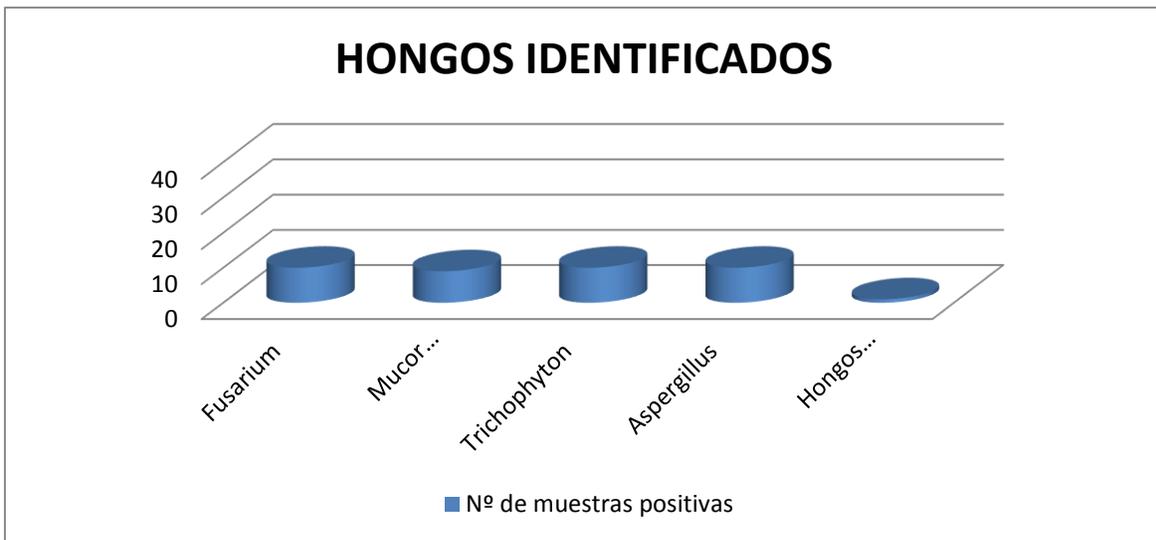
CUADRO 13 Porcentaje de muestras contaminadas.

HONGOS	# DE MUESTRAS POSITIVAS	% DE MUESTRAS
<i>Fusarium oxysporum</i>	7/40	17.5 %
<i>Clamidosporas de Fusarium</i>	3/40	7.5%
<i>Aspergillus terreus</i>	5/40	12.5%
<i>Aspergillus flavus</i>	5/40	12.5%
<i>Trichophyton</i>	5/40	12.5%
<i>Trichophyton rubrum</i>	1/40	2.5%
<i>Trichophyton violaceum</i>	2/40	5.0%
<i>Trichophyton tonsurans</i>	2/40	5.0%
<i>Mucor circinelloides</i>	9/40	22.5%
Hongos Levaduriformes	1/40	2.5%
Total:	40/40	100%

GRAFICAS:

En los siguientes cuadros detallaremos gráficamente, el número de hongos contaminantes del forraje hidropónico, así como también el número de muestras contaminadas.

Grafica 2.



Una de las características principales de los hongos es su inhabilidad de utilizar el carbono inorgánico. El compuesto más simple como fuente de energía es la glucosa, también utiliza fructosa, manosa y galactosa. Algunos hongos degradan la lignina a dióxido de carbono pero en presencia de otra fuente de carbono como celulosa, celobiosa o glucosa. (Kendrick, 2000).

Requieren, también, una fuente de nitrógeno, pueden utilizar nitrato y amonio. Los aminoácidos, la urea, algunos polipéptidos y proteínas son utilizados por algunos hongos pero no por todos. Una buena fuente de nitrógeno para muchos hongos es la caseína hidrolizada, una mezcla de aminoácidos.

CONCLUSIÓN:

Una vez finalizada la investigación y de los resultados obtenidos tanto en campo como en laboratorio se puede llegar a la conclusión, que la producción de plantas en cultivo hidropónico se puede ver afectada por hongos, en donde se observan, podredumbre de la semilla en germinación.

Así como también podredumbres en las plántulas, además síntomas de toxicidad o deficiencia de nutrimentos, lo cual afecta el crecimiento y calidad del cultivo.

Cuando no se tienen las condiciones adecuadas para la producción de forraje hidropónico estos microorganismos se presentan debido a la mala calidad del agua, drenado ineficiente, mala desinfección de las semillas, pH ácido, falta de ventilación o altas temperaturas.

Al conocer el tipo de hongo que contamina al forraje hidropónico en la Comarca Lagunera, nos da la ventaja de buscar el tratamiento específico y adecuado para contrarrestar los efectos adversos que estos causan y las pérdidas económicas que producen.

Además se recomienda que se deba producir FVH con las condiciones mínimas necesarias de temperatura, pH, luminosidad y humedad adecuada, ya que es una herramienta alimentaria de alternativa, como alimento de alta sanidad y calidad nutricional para el ganado, en el cual se puede producir en un periodo relativamente corto (de 10 a 15 días), en cualquier época del año y en cualquier localidad geográfica, siempre y cuando se proporcionen las condiciones adecuadas.

Esta tecnología es complementaria a los productos balanceados que se usan en la alimentación del ganado, y muy buena alternativa de producción de forraje para la Comarca Lagunera, en los periodos más críticos de sequía, cuando el forraje es escaso, con esta técnica podemos enfrentar los problemas que enfrenta hoy la producción de forrajes como (sequías, inundaciones, suelos empobrecidos de minerales o deteriorados), por lo que se considera una alternativa para completar la alimentación del ganado y contrarrestar los efectos climáticos en los sectores agrícola y ganadero.

Cabe mencionar que la producción del forraje hidropónico es de gran utilidad, ya que se puede contar con la producción diaria de forraje tierno, fresco, saludable y de muy buena calidad permitiendo así la diversificación de esta, sobre todo permitiendo tener una producción de bajo impacto ambiental y no es competitiva con la producción de forraje convencional.

Este tipo de producción de forrajes es muy recomendable, dada la buena eficiencia en el uso del agua en este sistema, ya que en esta zona es muy inminente la sobre explotación de los mantos acuíferos, debido a las producciones tanto agrícolas como pecuarias, lo cual propician un acelerado decremento en los indicadores de la disponibilidad de agua por habitante.

BIBLIOGRAFIA:

Agrios, G. N. 1988. Plant pathology. 3ra ed. Academic Press, INC. ISBN 0-12-044563. USA. 803 p.

Alpi, A. 1986. Cultivos en Invernadero. 2ª ed. Edit. Mundi Prensa. Madrid España pp.5,6,8.

Amaya, C. 1998. Cultivos Hidropónicos. Sn. Bogota, Colombia. Se. Pp 5, 6,14.

Arano, C. 1998. Forraje Verde Hidropónico y otras técnicas de Cultivos sin Tierra. Editado por el propio autor. Prov. De Buenos Aires, Argentina. 397 p.

Arbeláez, G. 1988. Primer curso internacional sobre patógenos vasculares del clavel. Enfermedades vasculares del clavel en Colombia: aspectos históricos y situación actual. A socolflores. November 8- 11 de 1988. Bogotá.

Banks J *et al.* 1992. Towards the immunological detection, of field and storage fungi. pp. 247-252 en: Modern Methods in Food Mycology. Samson RA *et al.*, editores. Elsevier, Amsterdam.

Barker, V. A.; Mills, H. A. 1980. Ammonium and nitrate nutrition of horticultural crops, pp. 395-423. *In:* Horticultural Reviews 2. JANICK, J (ed.). John Wiley & Sons, Inc. Hoboken, New Jersey, United States of America. doi: 10.1002/9781118060759.ch8

Black, J. L., and P. A. Kenney. 1984. Factors affecting diet selection by sheep. 2. Height and density of pasture. Australian Journal of Agricultural Research 35:565-578.

Bohner, D. W., C., S. Schauer, M, L. Bauer and T. Del Curto. 2002a. Influence of rumen protein degradability and supplementation frequency on steers consuming low-quality forage: I. Site of digestion and microbial efficiency. J Anim. Sci. 80:2967-2977.

Bohner, D. W., C., S. Schauer, S. J. Falck and T. Del Curto. 2002a. Influence of rumen protein degradability and supplementation frequency on steers consuming low-quality forage: II. Ruminant fermentation characteristics. J Anim. Sci. 80:2978-2988.

Baayen, R. P. 1988. *Fusarium*wilt of carnation. Disease development, resistance mechanism of the host and taxonomy of the pathogen. Thesis. University of Utrecht, Holland. Fusarium. Y Elgerma, D. M. 1985. Colonization and histopathology of susceptible and resistant carnation cultivars infected with *Fusarium oxysporum*f. *sp.dianthi*. Netherlands Journal of Plant Pathology. 91: 119-

135. y Maata. L. 1987. Passive transport of microconidia of *Fusarium oxysporum* sp. *dianthii* in carnation after root inoculation. Netherlands Journal of Plant Pathology. 93: 3- 13.

Baker, R. 1978. Inoculum potential. p. 137- 157. In J. D. Horsfall and E. B. Cowling (Eds). Plant pathology: an advanced treatise. Vol II. Academic Press. New York. 1980. Measures to control *Fusarium* and *Phialophora* wilt of carnations. Plant Disease. 64: 743- 749. 1988. Environmental conditions favoring symptom expression. Primer curso internacional sobre patógenos vasculares del clavel. Asocolflores. Noviembre 8- 11 de 1988.

Booth, C. 1970. *Fusarium oxysporum* CMI descriptions of plant pathogenic fungi and bacteria. No. 211. Commonwealth Agricultural Bureaux. London. 1975. The present status of *Fusarium* taxonomy. Annual review of phytopathology. 13: 83- 93.

Blosland, P. W. 1988. *Fusarium oxysporum* pathogen of many plant species. Advances in plant pathology. 6: 281- 289. _____ y WILLIAMS, P. H. 1987. An evaluation of *Fusarium oxysporum* from crucifers based on pathogenicity, isozyme polymorphism, vegetative compatibility and geographical origin. Canadian Journal of Botany. 65: 2067- 2073.

Bravo R. M. R. 1988. Niveles de Avena Hidropónica en la Alimentación de Conejos Angora. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillán. Chile.

Calles, D. 2005. Evaluación de la Producción y Calidad del Forraje Verde Hidropónico de Cebada con la utilización de diferentes Niveles de Azufre y su respuesta en Ganado Lechero. Tesis de Grado. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba-Ecuador. pp 50, 55.

Campelo, J. E. G., J. C. Gomes de Oliveira, A. de S. Rocha, J. F. de Carvalho, G. C. Moura, M. E. Oliveira, J. A. López da Silva, J. W. da Silva Moura, V. M. Costa, e L. M. Uchoa. 2007. Forragem de milho hidropônico produzida com diferentes substratos. Rev. Brasileira Zoot. 36: 276-281.

Carruthers, S. 2003. *Green feed: livestock fodder shed*. Disponible en: http://www.hydroponics.com.au/back_issues/issue35.html

Charles, L. 1995. Rendimiento de los cultivos Hidropónicos bajo el sistema de invernadero. Sn. Barcelona, España, se. pp 23, 24.

Cherney, D. J. R., J. H. Cherney and W. J. Cox 2004. Fermentation characteristics of corn forage ensiled in mini-silos. J. Dairy Sci. 87:4238-4246.

Combs, D. K. 2001. Alimentando vacas de alta producción en pasturas: manejo de pasturas. Instituto Babcock Universidad de Wisconsin Novedades Lácteas N^o 503:1-8.

Cox, W. J. and J. H. Cherney. 2005. Timing corn forage harvest for bunker silos. *Argon. J.* 97:142-146.

Currier, T. A., D. W. Bohnert, S. J. Flack, C. S. Schauer and S. J. Bartle. 2004. Daily and alternate-day supplementation of urea or biuret to ruminants consuming low-quality forage: II Effects on site of digestion and microbial efficiency in steers. *J. Anim. Sci.* 82:1518-1527.

Dosal, A. J. J. M. 1987. Efecto de la dosis de siembra, época de cosecha y fertilización sobre la calidad y cantidad de forraje de avena producido bajo condiciones de hidroponía. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillan Chile.

Dubbs, T. M., E. S. Vanzant, S. E. Kitts, R. F. Bapst, B.G.Fieser and C. M Howlett 2003. Characterization of season and sampling method effects on measurement of forage quality in fescue-based pastures. *J. Anim. Sci.* 81:1308-1315.

FAO 2001. Mejoramiento de la disponibilidad de alimentos en los centros de desarrollo infantil del infa. En: Manual técnico forraje verde hidropónico [En línea] <http://www.rlc.fao.org:80/prior/segalim/forraje.htm> [consulta 05/06/09].

FAO. 2002. Forraje verde hidropónico Santiago. Chile (<http://www.fao.org/Regional/LAmerica/pror/segalim/forraje.htm>) 69 p

Fieser, B. G. and E. S. Vanzant. 2004. Interactions between supplement energy source and tall fescue hay maturity on forage utilization by beef steers. *J. Anim. Sci.* 82:307-318.

Fletcher, J. T. y MARTIN, J. A. 1972. Spread and control of *Fusariumwilt* incarnation. *Plant Pathology.* 25: 81- 84.

Foley, R. C., D. L. Bath, F. N. Dickinson and H. A. Tucker. 1973 Dairy cattle: principles, practices, problems, profits. LEA & FEBIGER. USA. 693 p.

Fumagalli A. y Kunts C. 2002. Cómo mejorar la oferta forrajera de los sistemas de cría. Cadena de la Carne Vacuna. Tecnologías para nuevos escenarios. Revista IDIAXXI: N^o2 2002. p. 73-78.

Gadberry, M. S., P. A. Beck and S. A. Gunter. 2004. Forage intake and performance by beef heifers grazing cool-season pasture supplemented with de-oiled rice bran or corn. *The Professional Animal Scientist* 20:394-400

Garcés De G, E., Orozco Dea. M., Siniesterra, G., Medina, Acosta, O. Peñaranda, J. y Arbeláez, T. G. 1992. Soluble protein contents, isozyme me characterization, benomyl response, vegetative compatibility and micelial growth of *Fusarium oxysporum f. sp.dianthi*. Acta Horticulturae. 307: 73- 82.

Garibaldi, A. 1978. Fungal and bacterial diseases of carnation and gerbera. Proceedings of the Eucarpia meeting on carnation and gerbera. Alassio. 69- 88.
LENTO, G. y ROSSI, G. 1986. Indagine sulla diffusione dei patotipi di *Fusarium oxysporum f. sp.dianthi* nelle colture di antiche liguri. Panorama Floricolo.11: 1- 4.

Garret, S. D. 1977. Pathogenic root- infecting fungi. Cambridge press. 294p.

Geiser DM *et al.* 2000. Molecular and analytical tools for characterizing *Aspergillus* and *Penicillium* species at the intra and interspecific levels. pp. 381-394 en: Integration of Modern Taxonomic Methods for *Penicillium* and *Aspergillus* Classification. Samson RA, Pitt JI, editores. Harwood Academic Publishers, Australia.

Griffin DM. 1973. Ecology of Soil Fungi. Chapman & Hall, Londres. pp. 57, 90, 135.

Guerrero, A. 1992. Cultivos herbáceos extensivos. 5a ed. Mundi-Prensa. Madrid. 779 P.

Hacker, J. B. and D. J. Minson. 1972. Varietal differences in vitro dry matter digestibility in setaria and the effects of site, age and season. Australian Journal of Agricultural Research. 23:959-967.

Harvatme, D. I., J. L. Firkins and M. L. Eastridge. 2002. Whole linted cottonseed as a forage substitute fed with ground or steam-flaked com: digestibility and performance. J. Dairy Sci. 85:1976-1987.

Hidalgo, M. L. R. 1985. Producción de forraje en condiciones de hidroponía. I. Evaluaciones preliminares en avena y triticale. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillán. Chile.

IREBC. 1976. Mejoramiento de la eficiencia reproductiva del ganado bovino para carne.(Trad) Kochmann, S. B. HEMISFERIO SUR. Buenos Aires, Argentina. 283p.

Izquierdo J. 2002. El forraje verde hidropónico (FVH) como tecnología apta para pequeños productores agropecuarios por, Oficial de Producción Vegetal, Publicado por la FAO en 2002

Kallenbach, R. L., G. J. Bishop-Hurley, M. D. Massie, M. S. Kerley and C. A. Roberts. 2003. Stockpiled annual ryegrass for winter forage in the lower Midwestern USA. *Crop Sci.* 43:1414-1419.

Klich MA, Pitt JI. 1992. A laboratory guide to common *Aspergillus* species and their teleomorphs CSIRO Division of Food Processing, North Ryde, Australia.

Kozakiewicz Z. 1989. *Aspergillus* species on stored products. CAB International Mycological Institute, Kew, Surrey.

Lacey J. 1989. Pre- and post-harvest ecology of fungi causing spoilage of foods and other stored products. *Journal of Applied Bacteriology*, Symposium supplement. 11S - 25S.

León G. H. M. Identifying Technologies to Improve Regional Water Stewardship: North-Middle Rio Grande Corridor 21-22 April 2004 84.

Lomelí, Z. H. M. 2000. El forraje verde hidropónico. El forraje del futuro. *Agricultura* n° 63, marzo-abril.

Marasas WFO *et al.* 1984. *Toxigenic Fusarium Species*. The Pennsylvania State University Press. University Park and London.

McDonald, P., R. A. Edwards and J. F. D. Greenhalgh. 1988. *Animal nutrition*. 4, n ed. LONGMAN SCIENTIFIC & TECHNICAL. Singapur 543 p.

Morales, O. A. F. 1987. Forraje hidropónico y su utilización en la alimentación de corderos precozmente destetados. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillán. Chile.

Mooney, J. 2005. Growing cattlefeed hydroponically. 2002 Scholarship Report. Australian Nuffield Farming Scholars Association. Australia. 30 p.

Müller L., Manfron P., Santos O., Medeiros S., Haut V., Dourado D., Binotto E. y Bandeira A. 2005. Producción y composición bromatológica de forraje hidropónico de maíz (*Zea mays L.*) con diferentes densidades de siembra y días de cosecha. *Zootecnia Tropical* 23(2): 105-119.

Müller, L., P. A. Manfron, S. L. P. Medeiros, O. S. Santos, G. A. Morselli, D. Dourado N., E. B. Fagan, A. H. Bandeira e G. L. Luz. 2006a. Valor nutricional da forragem hidropónica de trigo com diferentes solucoes nutritivas e idades de colheitas. *Biosciencia* 22: 49-56.

Müller, L., P. A. Manfron, O. S. Santos, S. L. Petter, D. Dourado, T. B. G. A. Morselli, G. López da Luz e A. H. Bandeira. 2006b. Efeito de soluções nutritivas na

produção e qualidade nutricional da forragem hidropónica de trigo (*Triticum aestivum* L.). *Zootecnia Trop.* 24: 137-152.

Müller, L., O. S. Souza, P. A. Manfron, S. L. P. Medeiros, V. Haut, D. Dorado N., N. L. Menezes e D. C. García. 2006c. Forragem hidropónica de milho: produção e qualidade nutricional em diferentes densidades de semeadura e idades de colheita. *Ciência Rural* 36: 1094-1099.

Murphy, B. 1991. Greener pastures on your side of the fence. Better farming with voin grazing management. 2nd ed. ARRIBA PUBLISHING, USA. 298 p.

Nayigihugu, V., B. W. Hess, L. Brokaw, D. W. Koch and J. W Flake. 2003 Potential of high-sugar com as a fall and winter forage resource for grazing beef cattle. *The Professional Animal Scientist* 19:410-415.

Nelson, P. E., Tammen, R. y Baker, R. 1960. Control of vascular wilt diseases of carnation by culture- indexing. *Phytopathology.* 50: 356- 360. 1964. Carnation as a symptomless carrier of *Fusarium oxysporumf. sp.dianthi*. *Phytopathology.* 54: 323-329.1981. Life cycle and epidemiology of *Fusarium oxysporum*. 51-80. In M. E.Mace, A: A: Bell and C. C. H. Beckman. (Eds.). *Fungal wilt diseases of plants*. Academic Press. New York.

Nelson, A. J., Elías, K. S., Arévalo, G. E., Darlington, L. C. y BAILEY, B. A.1997. Genetic characterization by RAPD analysis of isolates of *Fusarium oxysporumf. sp.erythro* y *li* associated with and emerging epidemic in Peru. *Phytopathology.*87: 1220-1225

Nósberger, J., H. H. Geiger and P. C. Struik. 2001. *Crop Science: Progress and prospects* CABI Publishing. USA. ISBN 0-85199-530-6. 398 p.

NRC. 2002a. *Animal Biotechnology: Science-based concerns*. The National Academies Press. Washington, D. C. <http://www.nap.edu/catalog/1418.htm> 201 p.

NRC. 2002b. *Scientific advances in animal nutrition: Promise for the new century, proceedings of a symposium*. National Academy Press. Washington, D C <http://www.nap.edu/catalog/10299.html> 102 p.

NRC. 2001. *Nutrient requirements of dairy cattle: 7th revised edition*. National Academy Press. Washington, D. C. <http://www.nap.edu/catalog/9825.html> 408 P.

NRC. 1995. *Nutrient requirements of laboratory animals 4th revised edition*. National Academy Press. Washington, D. C. <http://www.nap.edu/catalog/1192.html> 192 P

NRC. 1981a. Effect of environment on nutrient requirements of domestic animals. National Academy Press. Washington, D. C. <http://www.nap.edu/cat3log/4963.html> 168 p.

NRC. 1981b. Nutrient requirements of goats: Angora, dairy and meat goats in temperate and tropical countries. National Academy Press. Washington, D. C. <http://www.nap.edu/catalog/JO.html> 84 p.

Niguez, C. M. E. 1988. Producción de forraje en condiciones de hidroponía II. Selección de especies y evaluación de cebada y trigo. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillan. Chile.

O'Sullivan, A., K. O'Sullivan, K. Galvin, A. P. Moloney, D J Troy and J. P. Kerry. 2002. Grass silage versus maize silage effects on retail packaged beef quality. 80:1556-1563.

Parthapar, S. A. 2000. Water shortages in the 21st century. In: Cadman, H. (ed.) The food and environment tightrope. Australian Centre of International Agricultural Research. Canberra, pp. 125-133.

Peña, A. R., G. H. Núñez, F. C. González. 2002. Potencial forrajero de poblaciones de maíz y relación entre atributos agronómicos con la calidad. *Téc. Pecu. Méx.* 40(3):215-228.

Pérez, L. N. 1987. Efecto de la sustitución del concentrado por forraje obtenido en condiciones de hidroponía en una crianza artificial de terneros. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad de Concepción, Sede Chillan. Chile.

Plourd, R. F. 1999. Adhere to forage NDF minimums. *Dairy Herd Management.* 36:44-45.

Poopi, D. P., D. J. Minson and J. H. Temouth. 1981a. Studies of cattle and sheep eating leaf and stem fractions of grasses. 1. The voluntary intake, digestibility and retention time in the reticulo-rumen. *Australian Journal of Agricultural Research.* 32:99-108.

Poopi, D. P., D. J. Minson and J. H. Temouth. 1981b. Studies of cattle and sheep eating leaf and stem fractions of grasses. 2. Factors controlling the retention of feed in the reticulo-rumen. *Australian Journal of Agricultural Research.* 32:109-121.

Poopi, D. P., D. J. Minson and J. H. Temouth. 1981c. Studies of cattle and sheep eating leaf and stem fractions of grasses. 3. The retention time in the rumen of large feed particles. *Australian Journal of Agricultural Research*. 32:123-137.

Quezada M. R. 2008. Simposium sobre producción de Forraje Verde Hidropónico, Centro de Investigación Química Aplicada. Saltillo México.

Ramos, C. 1999. El uso de aguas residuales en riegos localizados y en cultivos hidropónicos. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Valencia, España.

Redfearn, D. D., B. C. Venuto, W. D. Pitman, M. W. Alison and J. D. Ward. 2002. Cultivar and environment effects on annual ryegrass forage yield, yield distribution and nutritive value. *Crop Sci*. 42:2049-2054.

Rodríguez, A. C. S. 2003. Cómo producir con facilidad, rapidez y óptimos resultados forraje verde hidropónico. Ed. DIANA México. ISBN: 968-13-3613-5. 113 p.

Rodríguez, A., Chang, M., Hoyos, M y Falcón, F. 2000. Manual Práctico de Hidroponía. Centro de Investigación de hidroponía y Nutrición Mineral. Lima, Perú.

Rostho], S. I. L. y L. N. P. Branda. 2001. Determinación de los nutrientes digestibles totales en ovinos a partir del pennisetum purpureum y variedades. *Revista de Ciencia y Tecnología. Dirección de Investigadores - UNA Vol. 1 N° 3, 83-90.*

Rotar, P. 2004. *Hydroponic techniques sprout healthy, inexpensive fodder. Disponible en: <http://www.isar.org/isar/archive/ST/hydroponics47.html>*

Rotar, P. 2006. Hydroponic techniques sprout, healthy, in expensive fodder (en línea). Consultado el 19 mayo. 2006. Disponible en: <http://www.isar.org/pubs/ST/hydroponics47.html>

SAGARPA. 2003. Programa sectorial de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación 2001-2006 (<http://www.saqarpa.qob.mx/Dqg/FTP/Sectorial2.pdf>).

Samperio, G. 1997. Hidroponia Básica. 1a ed. México. Edit. Diana. Pp. 13,14,21,25.

Samuels GJ *et al.* 2001. Perithecial species of *Fusarium*. pp. 122-137 en: *Fusarium*. Summerell BA *et al.*,

Seifert K. 2001. *Fusarium* and anamorph generic concepts. pp. 15 - 28 en: *Fusarium*. Summerell BA *et al.*, eds. APS Press. St. Paul, Minnesota. eds. APS Press, St. Paul.

Santamaría-Cesar, J., U. Figueroa-Viramontes y M. del C. Medina-Morales. 2004. Productividad de la alfalfa en condiciones de salinidad en el distrito de riego 017, Comarca Lagunera. *Terra Latinoamericana* 22: 343-349.

Sánchez, J. 1982. *Cultivos Hidropónicos*. Sn. Medellín-Colombia. Edit. Sena. Pp 12, 13.

Sanderson, M. A., M. Labreveux, M. H. Hall and G. F. Elwinger. 2003. Nutritive value of chicory and English plantain forage. *Crop Sci.* 43:1797-1804.

Sánchez, A. 1996. *Informes Técnicos de Estadía. Informes Internos de la Dirección Nacional de Empleo (DINAE -Ministerio de Trabajo y Seguridad Social)* Montevideo, Uruguay.

Seifert K. 2000. *FusKey (Fusarium Interactive Key)*. Agriculture & Agri-Food Canada, <http://res.agr.ca/brd/fusarium/>

Scarbrough, D. A., W. K. Koblenz, K. P. Coffey, J. E. Turner, G. V. Davis, D. W. Kellogg and D. H. Hellwig. 2001. Effects of calendar date and summer management on the in situ dry matter and fibre degradation of stockpiled forage from Bermuda grass pastures. *J. Anim. Sci.* 79:3158-3169.

Schneider, A. 1991. *Alternativas para lecheras y engordes: Forraje Verde Hidropónico*. Revista El Campesino. Santiago. Chile.

Titgemeyer, E. C., J. S. Drouillard, R. H. Greenwood, J. W. Ringler, D. J. Bindel, R. D. Hunter and T. Nutsch. 2004. Effect of forage quality on digestion and performance responses of cattle to supplementation with cooked molasses blocks. *J. Anim. Sci.* 82:487-494.

Valdivia, E. 1996. Producción de forraje verde hidropónico. En hidroponía una esperanza para Latinoamérica. CIHNM. UNALM Lima, Perú 395 p.

Valdivia, E. 1997. Producción de forraje verde hidropónico. Conferencia Internacional de Hidroponía Comercial. Lima, Perú. P. 59.

Vargas R.C.F. 2008. Comparación productiva de forraje verde hidropónico de maíz, arroz y sorgo negro forrajero. *Agronomía mesoamericana* 19(2): 233-240.

Whitlock, L. A., D. J. Schingoethe, A. R. Hippen, K. F. Kalscheur and A. A. Abughazaleh. 2003. Milk production and composition from cows fed high oil or conventional com at two forage concentrations. *J. Dairy Sci.* 86:2428-2437.

Wilson, J. R. and C. W. Ford. 1973. Temperature influences on the in vitro digestibility and soluble carbohydrate accumulation of tropical and temperate grasses. *Australian Journal of Agricultural Research*. 24:187-198.