



Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ingeniería

“Crecimiento de hongo *Pleurotus spp.* a partir de desecho de agave”

Opción de titulación
Tesis Individual

Que como parte de los requisitos para obtener el Título de
Ingeniería Agroindustrial

Presenta:

Luis Jesús Navarrete Álvarez.

Dirigido por:

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez.

Santiago de Querétaro., Qro Septiembre 2019



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ingeniería

"Crecimiento de hongo *Pleurotus spp.* a partir de desecho de agave"

Opción de titulación
Tesis Individual

Que como parte de los requisitos para obtener el Título de
Ingeniería Agroindustrial

Presenta:
Luis Jesús Navarrete Álvarez

Dirigido por:
Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez.

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez.
Presidente


Firma

Dr. Sergio de Jesús Romero Gómez
Secretario


Firma

MC. Paulino Martínez Lagunes.
Vocal


Firma

Dra. Rosario Guzmán Cruz
Suplente


Firma

Dr. Manuel Toledano Ayala
Director de la Facultad

Centro Universitario
Querétaro, Qro.
Septiembre, 2019

Dirección General de Bibliotecas de la UAQ

Agradecimientos

- A la Universidad Autónoma de Querétaro campus Amazcala por facilitarnos el lugar y los equipos adecuados para el desarrollo del experimento
- A la empresa destiladora Los Ureña por facilitarnos el bagazo de agave como materia prima para el desarrollo del trabajo
- A la Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez por su incondicional apoyo, dedicación y conocimientos como parte fundamental para la culminación de este trabajo
- A mi familia por su apoyo e interés que permitió cumplir con este trabajo

RESUMEN

Los procesos agroindustriales generan diversos desechos que pueden ser fuente de contaminación. El bagazo de agave es un desecho derivado del proceso de destilación para la obtención de tequila, contiene un alto porcentaje de lignina lo que dificulta su degradación y puede ser un alto contaminante de suelos y mantos acuíferos. En base a lo anterior el objetivo de este trabajo fue buscar estrategias para la utilización de este desecho como sustrato para la producción de *Pleurotus spp.* Se midieron diferentes parámetros como los días para la obtención de carpóforos, el peso y área de la seta, fenoles totales, taninos condensados, flavonoides totales, capacidad antioxidante por los métodos de ABTS y DPPH, así como rendimiento y eficiencia biológica. Se utilizaron diversas mezclas de sustrato convencional (cebada) con bagazo de agave, se midieron los parámetros descritos anteriormente y se analizó en base a cosecha, tratamiento, así como influencia entre la cosecha y el tratamiento. Los resultados indican que el porcentaje de adición del bagazo de agave influye sobre el peso, área y días para la obtención de carpóforos. La adición de bagazo de agave a una proporción del 50% disminuye los días para la obtención de cosecha e incrementa el peso y área de los carpóforos, así mismo incrementa el contenido de compuestos polifenólicos y el porcentaje de inhibición de la actividad radical, de igual manera a este mismo porcentaje se presenta el mejor rendimiento y eficiencia biológica. En conclusión, el bagazo de agave es un sustrato posible y viable para el cultivo de hongo *Pleurotus spp.*

Palabras clave: *Pleurotus spp.*, bagazo de agave, desecho, sustrato.

SUMMARY / ABSTRACT

Agroindustrial processes generate a lot of waste that can be a source of pollution. Agave bagasse is a waste derived from the distillation process to obtain tequila, it contains a high percentage of lignin which hinders its degradation and can be a high contaminant of soils and aquifers. Based on the above, the objective of this assignment was to look for strategies for the use of this waste as a substrate for the production of *Pleurotus spp.* Different parameters were measured, such as the days for to obtain carpophores, the weight and area of the mushroom, total phenols, condensed tannins, total flavonoids, antioxidant capacity by ABTS and DPPH methods, yield and biological efficiency. Various mixtures of conventional substrate (barley) with agave bagasse were used, the parameters described above were measured and analyzed based on harvest, treatment and the influence between harvest and treatment. The results indicate that the percentage of addition of the agave bagasse influences the weight, area and days to obtain carpophores. The addition of agave bagasse at 50% rate decreases the days for harvest and increases the weight and area of the carpophores, it also increases the content of polyphenolic compounds and the percentage of inhibition of radical activity, also at this same percentage the best performance and biological efficiency is presented. In conclusion, agave bagasse is a possible and viable substrate for the cultivation of fungus *Pleurotus spp.*

Keywords: *Pleurotus spp.*, Agave bagasse, waste, substrate

ÍNDICE GENERAL

Capítulo	Página
Resumen.....	1
Summary/ abstract.....	2
Índice de figuras.....	6
Índice de tablas.....	8
I. Introducción.....	9
1.1. Problemática de los desechos agroindustriales (justificación)	9
1.2. Descripción del problema.....	10
II. Marco teórico y antecedentes.....	11
2.1. Producción de hongos a nivel mundial.....	11
2.2. cultivo de hongos en México.....	13
2.3. Generalidades de los hongos.....	16
2.4. Estructura morfo-anatómica hongo basidiomicetes.....	18
2.5. Ciclo de vida.....	19
2.6. Técnicas de cultivo de hongos.....	20
2.7. Tipos de hongos comestibles y su importancia nutrimental.....	25
2.7.1. <i>Pleurotus spp.</i>	25
2.7.2. <i>Agaricus</i>	26
2.7.3. <i>Amanita</i>	27
2.7.4. <i>Boletus</i>	27
2.7.5. <i>Shiitake</i>	27
2.8. Tipos de sustratos utilizados para el cultivo de hongos.....	28
2.8.1. Definición de sustrato.....	28
2.8.2. Clasificación de sustratos.....	28
2.8.3. Desechos agroindustriales como alternativa de sustrato.....	28
III. Objetivos e hipótesis.....	30
3.1. Objetivo general.....	30
3.2. Objetivos específicos.....	30
3.3. Hipótesis.....	30
IV. Metodología.....	31
4.1. Descripción del área de estudio.....	31
4.2. Coordenadas.....	31
4.3. Sitio específico.....	31
4.4. Obtención de muestras.....	31
4.5. Diseño del experimento.....	32
4.6. Desarrollo del experimento.....	33
4.7. Eficiencia biológica (% e.b.).....	38
4.8. Rendimiento.....	38
4.9. Evaluación de compuestos fenólicos.....	38
4.9.1. Extracción metanólica para compuestos polifenólicos.....	38

4.9.2. Cuantificación de fenoles totales.....	39
4.9.3. Taninos condensados.....	39
4.9.4. Flavonoides totales.....	40
4.10. Actividad antioxidante.....	40
4.10.1. DPPH.....	40
4.10.1.1. Cálculo de la actividad antioxidante.....	40
4.10.2. ABTS.....	41
4.11. Análisis estadístico.....	41
V. Resultados y discusión.....	42
5.1. Análisis de parámetros determinados por cosecha.....	42
5.1.1. Determinación de los días para la cosecha.....	42
5.1.2. Peso.....	44
5.1.3. Medición del área en cm ²	46
5.1.4. Fenoles totales.....	48
5.1.5. Taninos condensados.....	49
5.1.6. Flavonoides totales.....	51
5.1.7. Actividad antioxidante por la técnica de DPPH.....	52
5.1.8. Porcentaje de inhibición DPPH.....	53
5.1.9. Capacidad antioxidante por la técnica de ABTS.....	55
5.1.10. Porcentaje de inhibición ABTS.....	56
5.2. Análisis de los parámetros por tratamiento.....	58
5.2.1. Determinación de días para la cosecha de acuerdo con el tipo de tratamiento.....	58
5.2.2. Determinación de peso por tratamiento.....	60
5.2.3. Medición del área en cm ² por tratamiento.....	62
5.2.4. Fenoles totales por tratamiento.....	63
5.2.5. Taninos condensados por tratamiento.....	65
5.2.6. Flavonoides totales por tratamiento.....	66
5.2.7. Determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH por tratamiento.....	68
5.2.8. Determinación del porcentaje de inhibición DPPH por tratamiento.....	69
5.2.9. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de ABTS por tratamiento.....	71
5.2.10. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de ABTS por tratamiento.....	72
5.3. Análisis de los diferentes parámetros correlacionando cosecha y tratamiento.....	73
5.3.1. Determinación de los días para la cosecha por tratamiento.....	74
5.3.2. Determinación del peso de carpóforos por cosecha y tratamiento.....	76
5.3.3. Determinación de la medición (cm ²) de los carpóforos por cosecha y tratamiento.....	79
5.3.4. Fenoles totales por cosecha y tratamiento.....	81
5.3.5. Taninos condensados por cosecha y tratamiento.....	83
5.3.6. Flavonoides totales por cosecha y tratamiento.....	85
5.3.7. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de DPPH por cosecha y tratamiento.....	87

5.3.8. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de DPPH en el análisis de cosecha por tratamiento.....	89
5.3.9. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de ABTS en el análisis de cosecha por tratamiento.....	91
5.3.10. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de ABTS por cosecha y tratamiento.....	93
5.4. Rendimiento y eficiencia biológica.....	95
5.4.1. Determinación del rendimiento.....	95
5.4.2. Determinación de la eficiencia biológica.....	97
VI. Conclusiones.....	100
VII. Literatura citada.....	101

Dirección General de Bibliotecas de UUAQ

INDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 2.4.1. Estructura de hongo basidiomiceto.....	18
Figura 4.4.1. Bagazo de agave.....	32
Figura 4.4.2. Cebada picada.....	32
Figura 4.4.3. Inóculo del hongo <i>Pleurotus ostreatus</i> en.....	32
semillas de sorgo <i>Sorghum</i>	
Figura 4.5.1. Tratamientos con distintas combinaciones.....	33
Figura 4.6.1. Vaporera utilizada para la esterilización.....	34
Figura 4.6.2. Peso del sustrato al inocular.....	34
Figura 4.6.3. Colocación de las bolsas para la incubación.....	35
Figura 4.6.4. Crecimiento micelial.....	36
Figura 4.6.5. Bolsa contaminada.....	36
Figura 4.6.6. Carpóforos antes de la cosecha.....	37
Figura 4.6.7. Setas siendo pesadas.....	37
Figura 4.6.8. Seta cosechada e identificada.....	38
Figura 5.1.1.1. Micelio colonizado en el sustrato.....	43
Figura 5.1.1.2. Carpóforo listo para la cosecha	43
Figura 5.1.1.3. Promedio de días para la obtención de cosecha utilizando diferentes mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	44
Figura 5.1.2.1. Hongo fresco cosechado y pesado.....	45
Figura 5.1.2.3. Promedio de peso de los hongos en las cosechas utilizando diferentes mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	46
Figura 5.1.3.1. Promedio de medición del área (cm ²) de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	47
Figura 5.1.4.1. Promedio de contenido fenoles totales de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	49
Figura 5.1.5.1. Promedio de contenido taninos condensados de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	50
Figura 5.1.6.1. Promedio de contenido flavonoides totales de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	52
Figura 5.1.7.1. Promedio contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	53
Figura 5.1.8.1. Promedio de porcentaje de inhibición por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i> ...	55
Figura 5.1.9.1. Promedio contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	56
Figura 5.1.10.1. Promedio de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i> ...	58
Figura 5.2.1.1. Promedio de Días para la obtención de cosecha utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	60
Figura 5.2.2.1. Promedio de peso de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	61

Figura 5.2.3.1. Promedio de medición de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	63
Figura 5.2.4.1. Promedio de contenido fenoles de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	65
Figura 5.2.5.1. Promedio de contenido de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	66
Figura 5.2.6.1. Promedio de contenido de flavonoides de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	68
Figura 5.2.7.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	69
Figura 5.2.8.1. Promedio de porcentaje de inhibición por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i> ...	71
Figura 5.2.9.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	72
Figura 5.2.10.1. Promedio de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i> ...	73
Figura 5.3.1.1. Promedio de Días para la obtención de cosecha en base a los tratamientos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	76
Figura 5.3.2.1. Promedio de peso de los hongos por cosecha y tratamiento utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	79
Figura 5.3.3.1. Promedio de medición de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	81
Figura 5.3.4.1. Promedio de contenido de fenoles de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	83
Figura 5.3.5.1. Promedio de contenido de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	85
Figura 5.3.6.1. Promedio de contenido de flavonoides de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	87
Figura 5.3.7.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	89
Figura 5.3.8.1. Promedio de contenido de porcentaje de inhibición por DPPH de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	91
Figura 5.3.9.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	93
Figura 5.3.10.1. Promedio de contenido de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	95
Figura 5.4.1.1. Promedio de rendimiento de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	97
Figura 5.4.2.1. Promedio de eficiencia biológica de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para <i>Pleurotus spp.</i>	99

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 2.2.1. Producción estimada de peso fresco de Pleurotus en algunos países de América.....	15

Dirección General de Bibliotecas de la UAQ

I. INTRODUCCIÓN

1.1. PROBLEMÁTICA DE LOS DESECHOS AGROINDUSTRIALES MOTIVACIÓN (JUSTIFICACIÓN)

En los últimos años se le ha dado una gran importancia a un mejor nivel económico en los países y además de que las personas buscan una mejor nutrición. Esto ha llevado a un aumento en los cultivos agroindustriales y a su vez a mejorar los niveles socioeconómicos de las personas (Salmones , Ballesteros-Hernández , Zulueta , & Mata , 2012).

Gracias al crecimiento exponencial de la agricultura a cielo abierto y de invernaderos, además de la agroindustria, se generan cada vez más desechos orgánicos, grandes volúmenes, que se convierten en contaminantes ya que tardan mucho en degradarse y generan focos de infección y mal olor, esta es una de las razones por las que hay un interés creciente para usar este tipo de materiales para generar beneficios económicos y ambientales (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

Los residuos agroindustriales pueden proveer a los hongos de nutrientes necesarios para su crecimiento (Benavides-Calvache, Cabrera-Hidalgo, Ovidio.- Villota-Muñoz, & Arturo-Perdomo, 2015), una interesante alternativa es el uso de compost a partir de bagazo de agave, ya que posee un alto contenido de residuos lignocelulósicos, necesarios para la nutrición del hongo y su desarrollo (Heredia Solis, Esparza Ibarra, Romero Bautista, Cabral Arellano, & Bañuelos Valenzuela, 2014).

El cultivo de hongo *Pleurotus spp.* es una opción rentable y viable, pues su mercado esta expansión y cada vez se convierte en un alimento habitual para las personas, ya que se considera como un alimento de tipo gourmet, además de que se contribuye a la diversificación de cultivos sin alterar el medio ambiente (Salmones , Ballesteros-Hernández , Zulueta , & Mata , 2012). La propuesta de un cultivo de *Pleurotus ostreatus* es una excelente alternativa de cultivo para el fortalecimiento del desarrollo económico.

1.2. DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA

México es el productor más importante de tequila, en su proceso de elaboración se produce bagazo de agave, anualmente se genera alrededor de 400 mil toneladas de este residuo lignocelulósico (Crespo-González, y otros, 2013).

Existe muy poco uso y aprovechamiento de este residuo, esto ha provocado que sea desechado de manera clandestina ya que se usan inadecuadamente como composta para cultivos, esto provoca un foco de contaminación y pone en riesgo no solo a las personas, sino que también a flora y fauna, además de que genera malos olores (Crespo-González, y otros, 2013).

El cultivo de hongo *Pleurotus spp.* es una buena opción para el aprovechamiento de dicho residuo, además su mercado está cada vez más en expansión aprovechando que está considerado como un alimento de tipo gourmet (Salmones , Ballesteros-Hernández , Zulueta , & Mata , 2012).

II. MARCO TEÓRICO Y ANTECEDENTES

2.1. PRODUCCIÓN DE HONGOS A NIVEL MUNDIAL

El cultivo de hongo ha sido utilizado para la producción de alimentos, desarrollo agrícola e invención de nuevas agroindustrias a nivel mundial. Se destaca que para su producción se ha utilizado diversos desechos agroindustriales (Silva-S., Fritz-F. & Cubillos, 2010).

Existen más de 2000 especies de hongos comestibles a nivel mundial, dentro de los cuales alrededor de 50 son cultivadas para ser comercializadas. Siendo el champiñón y el hongo portobello los que sobresalen en cuanto a producción y consumo a nivel mundial (Oca & Trujano, 2012). En México se cultivan diferentes especies de hongos destacando: el champiñón (*Agaricus bisporus*), el portobello (*Agaricus brunnesces*), la seta (*Pleurotus ostreatus*), el hongo blanco (*Tricholoma magnivelarey*) y el shiitake (*Lentinus edodes*) (Oca & Trujano, 2012), predominando la producción de champiñón y portobello.

Aproximadamente en el año de 1917 en Alemania se inició el cultivo de hongos comestibles, especialmente del género *Pleurotus*, estos usaron pedazos de madera para inocular micelio encontrado de forma natural en el ambiente. Aunque fue en Hungría en 1969 cuando este género se cultivó a gran escala, usando de igual manera madera como sustrato, desde ese entonces el cultivo de este hongo ha ido en constante crecimiento en diversas partes del mundo, usando como sustrato residuos agrícolas, forestales y agroindustriales (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007).

Muchos años después el cultivo de hongos comenzó a llamar la atención de especialistas. A medida que incrementaba la tecnología se tenía una mayor producción del hongo, los primeros en investigar sobre su producción fueron Estados Unidos, Europa, Japón, Corea del Sur, Taiwán y China (Royse & Schisler , 1980).

El cultivo de hongos comestibles está en constante crecimiento y cada vez está tomando más fuerza e importancia en los países desde el punto de vista

económico. Los países con mayor producción de hongos comestibles son China, Estados Unidos, Holanda, Francia, España, Polonia, Italia, Canadá, Irlanda y Reino Unido (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016). Mientras que los países con mayor demanda son Estados Unidos, Canadá, Japón y la Unión Europea (Oca & Trujano, 2012).

A nivel mundial el cultivo y manejo de hongos comestibles ha sobresalido como una alternativa para obtener alimentos de buena calidad, desarrollo de agricultura y como la creación de agroindustria relativamente nueva, ya que se abre la puerta a la utilización de residuos agrícolas, agroindustriales y forestales, además de que se aprovecha como fuente de trabajo para los países en vías de desarrollo e industrializados. (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

En los últimos años el cultivo de hongos ha incrementado a nivel mundial, ya que la producción aumento aproximadamente 35 veces, en 1962 solo se producían 24,000 toneladas, pero en el 2002 hubo un registro de 8,5 toneladas anuales (Rodríguez, 2007). La producción a nivel mundial de hongos comestibles supera los 30 billones de dólares, dicha cifra lleva a un aproximado de 7 millones de toneladas de hongo fresco por año, se estima que anualmente se aumenta la producción en un 11% lo que convierte al cultivo de hongos en una actividad muy importante para el desarrollo de los países (Martínez-Carrera, Morales, Sobal, Bonilla, & Martínez, 2007). El género *Pleurotus* está distribuido en casi todo Europa, Asia, Australia y América, la seta *Pleurotus ostreatus* es uno de los hongos más cultivados en todo el mundo (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016). Actualmente más de la mitad de la producción a nivel mundial está destinada a su conservación ya sea que se enlate o sea desecado el producto, mientras que el resto es consumido en fresco (Sánchez, Royse, & Leal-L, 2007).

En los últimos años se ha incrementado la tecnología para la producción de hongos dándose en naves con ambiente controlado, en donde pueden poner las mejores condiciones para su producto desde su humedad relativa, el dióxido de carbono, temperatura y ventilación (Sánchez, Royse, & Leal-L, 2007).

El cultivo de hongos es un proceso que puede ser realizado para poca y mucha producción, todo depende del tiempo, espacio y tecnología, lo que se busca es conseguir un alimento con alto valor nutritivo, propiedades medicinales y que sea un complemento para la dieta (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007).

Se han descubierto propiedades medicinales en los hongos comestibles desde anticancerígenas, antidiabéticas, antibióticas, antitrombóticas, etc., esto le da un plus a la producción de hongos además de entrar al mercado de la industria alimenticia, farmacéutica y de cosméticos (Martínez-Carrera, Morales, Sobal, Bonilla , & Martínez, 2007).

El cultivo y desarrollo de hongos va en crecimiento como consecuencia de la difusión y a la capacitación para preparar a pequeños productores y la proliferación de pequeñas empresas. Algunas de sus ventajas son que: su cultivo no es difícil, la inversión requerida es mínima, no requiere de gran infraestructura, su precio es accesible al consumidor y tiene un sabor delicioso, además de ser un cultivo de reconversión ecológica (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007), poco a poco ha obtenido mayor relevancia social, económica y ecológica, en cuanto a producción mundial el champiñón del género *Agaricus*, ocupa el primer lugar, seguido del género *Pleurotus* y muy cerca de él, el shiitake *Lentinula edodes* (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007).

Para entender la producción mundial, debemos primero entender el mercado al que va dirigido, en México el consumo anual por habitante es muy escaso, a diferencia de países de Europa donde se consume más, por ende, se produce en mayor medida. (Rodríguez, 2007).

2.2. CULTIVO DE HONGOS EN MÉXICO

En la nación mexicana se han reportado gran cantidad de hongos como comestibles, se dice que estas fueron alimento para algunas de las antiguas civilizaciones prehispánicas, los aztecas conocían un hongo que llamaban NANACATL que significa “carne”, ellos creían que al consumirlo se alimentaban de carne de la tierra (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

Las setas han sido usadas para alimentación y para tratar algunas enfermedades, en los últimos años se ha estudiado y comprobado las propiedades y características de estos hongos, ya que producen metabolitos secundarios que le dan una característica nutraceútica, esto ha propiciado que haya una mayor producción de este hongo basidiomicetes (Suarez-Arango & Nieto, 2013).

Se han registrado más de 2 mil nombres comunes, en México al género *Pleurotus* se les conoce como setas, aunque existen muchos nombres con los que se les conoce coloquialmente como orejas blancas, orejas de palo, orejas de patancán, orejas de cazahuate y orejas de izote (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

Fue en 1933 cuando empezó el cultivo de hongos en México, específicamente en el municipio de Texcoco del estado de México, todo esto comandado por el Sr. José Leben Zdravie, gracias a esto, el país, se convirtió en uno de los primeros en América en cultivar hongos ya que para ese entonces, únicamente la nación de E.U.A y Canadá lo habían logrado (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007).

El cultivo de hongos en México se ha convertido en una actividad de suma importancia ya que genera empleos, además de que permite utilizar los desechos agrícolas, agroindustriales y forestales (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

En los últimos años, la producción para venta y consumo de hongos comestibles ofrece grandes ventajas económicas y ecológicas, se estima que la nación produce cada año un aproximado de 47,468 toneladas de hongos en peso fresco, además ayuda al medio ambiente ya que utiliza y recicla un aproximado de 474,000 toneladas por año de residuos agrícolas, agroindustriales y forestales (Sánchez, Martínez-Carrera, Mata , & Leal , 2007).

Gracias a que el cultivo de algunos hongos es relativamente fácil, en los últimos años la producción de las setas incremento aproximadamente de uno a cuatro, recientemente México produce alrededor de 4 mil toneladas de setas por

año, esto es el equivalente al 60% de la producción total de América Latina (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006). México es el principal país productor de *Pleurotus spp.*, solamente seguido por Brasil (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

La nación mexicana sobresale como el mayor productor de hongos en Latinoamérica, obteniendo aproximadamente un 50% total, además está catalogado como el productor número 18 a nivel mundial. Anualmente hay un estimado de producción que sobresale los 73 millones de dólares, de esta manera se pueden lograr miles de trabajos de forma directa e indirecta, en nuestro país el cultivo de hongos se considera un negocio privado que poco a poco se ha ido industrializando (Martínez-Carrera, y otros, 2000). México también sobresale en la producción de *Pleurotus* con 1825 toneladas por año (cuadro 2.2.1.) (Rodríguez, 2007).

Cuadro 2.2.1. Producción estimada de peso fresco de *Pleurotus* en algunos países de América

País	Toneladas	%
México	1825	47.53
EUA	908	23.65
Canadá	568	14.79
Brasil	450	11.72
Guatemala	22	0.57
Venezuela	18	0.47
Colombia	12	0.31
Cuba	9	0.23
Otros	28	0.73

Total	3846	100
--------------	------	-----

(Rodríguez, 2007)

2.3. GENERALIDADES DE LOS HONGOS

Los hongos corresponden a organismos que han estado presentes en las labores del ser humano desde tiempos inmemorables, sería difícil imaginar la vida sin pan, vino, la cerveza, los antibióticos, etc. Por sus características únicas, los hongos corresponden al quinto reino de la naturaleza (De Michelis & Rajchenberg, 2006).

Los hongos pertenecen al reino Fungí, en el cual se crece los organismos mediante esporas que están en todas partes. Los hongos comestibles son descomponedores que obtienen su alimento de restos animales y vegetales. Una de las funciones de los hongos es eliminar los residuos sin que haya un deterioro en el ambiente haciendo que pueda existir un reciclaje de manera natural. (Oca & Trujano, 2012).

Los hongos tienen varias singularidades, en un principio el hombre creía que los hongos eran plantas y que estas fotosintetizaban, ahora se sabe que eso no es verdad y que viven gracias a su facultad de degradar materia orgánica en descomposición, las levaduras son un gran ejemplo de ellos, tienen la facultad de crecer y reproducirse gracias a la glucosa, haciendo una fermentación de alcohol cuando esta se encuentra en condiciones anaerobias, o que pueden crecer gracias a la nutrición de la harina de pan, cuando esto pasa las levaduras liberan dióxido de carbono, lo que provoca que el pan se expanda, otra peculiaridad de los hongos es que su pared celular está compuesta por quitina, y sustancia que se utiliza como reserva de alimentos es el glucógeno (De Michelis & Rajchenberg, 2006).

Los hongos son organismos heterótrofos o sea que dependen de agentes secundarios para su nutrición, el hongo *Pleurotus* es un hongo saprofito, ya que vive sobre materia orgánica en descomposición (residuos o desechos agroindustriales),

degradan el complejo lignocelulósico que forma parte de la pared de los vegetales (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

Los hongos están contruidos por tubos con filamentos llamados hifas, que son finas fibras que tienen protoplasma. Estas a su vez son divididas por septos que son diminutos tabiques, cada hifa tiene uno o dos núcleos, el protoplasma se mueve a través de un poro que está en centro de cada septo. De esa manera se les proporcionan nutrientes a las células, los nutrientes se almacenan en la pared de la hifa en forma de glucógeno. Las hifas crecen por alargamiento de las puntas y por ramificación. El conjunto de hifas es llamado micelio, en un principio este crece por debajo de la tierra y posteriormente por arriba de la tierra (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

Los hongos son incapaces de producir su propio alimento, así que algunos tienen que tomar sus nutrientes de otros seres vivos o muertos, otros forman una simbiosis con estos mismos ya que crean una relación mutuamente beneficiosa, en otros casos se considera al hongo como un parasito que ataca vegetales vivos. Aunque la mayor parte de los hongos viven sobre los restos de plantas y animales, de ahí obtienen sus nutrientes, las hifas pasan el tejido de los restos y así aceleran su desintegración (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

Este tipo de hongo contienen finos filamentos que en su totalidad forman el micelio, cuando las condiciones son favorables (humedad, temperatura, PH y sustrato adecuado), el micelio se extiende alrededor del sustrato, poco a poco estos se van convirtiendo en grumos que aumentan de tamaño hasta formar el hongo. El hongo cuenta con su cabeza que coloquialmente se le llama sombrero y su pie, el sombrero tiene la misión de producir esporas, estas son estructuras de reproducción, estas son formadas al en la parte baja del sombrero (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

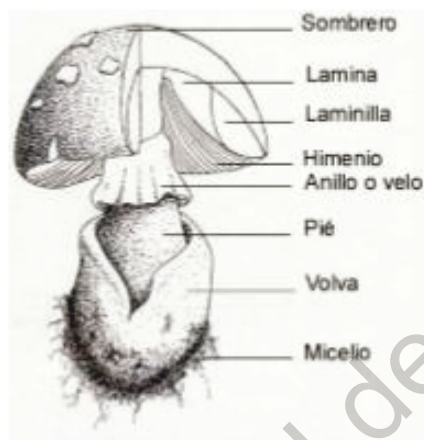
Los hongos comestibles se alimentan del sustrato en el que crecen, con el uso de algunas enzimas ellos pueden degradar las substancias que le permiten desarrollarse de manera adecuada, además de la importancia del sustrato, es

importante considerar los requerimientos de temperatura, humedad, aporte de oxígeno y luz (Gaitán-Hernández, Salmenes, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

2.4. ESTRUCTURA MORFO-ANATÓMICA HONGO BASIDIOMICETES

Los hongos en si ya son conocidos por su forma característica, con su pie y su sombrero redondo (figura 2.4.1), aunque para el caso del género *Pleurotus* el pie está más de lado a diferencia de otros que está en el centro (Gaitán-Hernández, Salmenes, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

Figura 2.4.1. Estructura de hongo basidiomiceto



(Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010)

El sombrero o también llamado píleo es la parte superior y redonda del hongo, cuando el hongo está en su etapa joven, el sombrero es convexo y conforme el hongo, este se va aplanando poco a poco, el diámetro del sombrero puede variar dependiendo de los cuidados y buena nutrición del hongo, este puede estar entre 5 o 15 cm, de igual manera depende de la fase del hongo y su edad. El sombrero está situado sobre el pie del hongo, este sirve además como protección para la formación de esporas, el sombrero por lo regular es redondo, pero puede tomar muchas formas. Cuando se estudia el sombrero es importante tener en cuenta, además, la cutícula, el margen o borde y la carne (Gaitán-Hernández, Salmenes, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

Otra parte importante del hongo es la cutícula, esta tiene la función de darle protección sobre todo al píleo o sombrero, esta tiene distintos colores y pueden estar diferentes dependiendo de las circunstancias, como por ejemplo el clima, la temperatura, el nivel de crecimiento del hongo, etc. (Benavides-Calvache, Cabrera-Hidalgo, Ovidio.-Villota-Muñoz, & Arturo-Perdomo, 2015).

El himenio es lo de abajo del sombrero, ahí se almacenan las esporas, esto para poder generar un nuevo ciclo y con ellas poder formar el micelio, el himenio puede tener varias formas, pero las más comunes son la laminar y porosa. Las esporas se liberan cuando el sombrero se levanta, esto significa que el hongo ya está maduro (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

El pie del hongo sirve para la sujeción del sombrero, este puede variar mucho dependiendo del tipo de hongo, puede ser sólido o hueco, puede tener vello o no, puede tener una superficie escamosa, venosa, estriada, lisa, etc. Así como sus colores pueden ser muy variados. Algunos hongos pueden o no tener pie (Velzaquez V, Saldarriaga O., Garcia G., & Pineda G., 1987).

La volva es la parte abajo del pie, esta se mantiene en todo el contorno del pie en algunas setas, por lo normal la volva se mantiene debajo del sustrato y por esta razón pasa a ser imperceptible, su morfología es muy variable (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

La cortina o anillo sirve para proteger a las esporas desde su creación hasta su maduración, ya que estará en su momento óptimo para que sean dispersas, es una masa de pequeñas fibras extra finas, este se encuentra en la parte de arriba del pie y hasta el tope del sombrero, puede tener distintas formas dependiendo del hongo (CALLE VELASCO, 2012).

2.5. CICLO DE VIDA

El mayor medio de reproducción de los hongos comestibles es por medio de esporas, están son separadas en diferentes sitios cuando el hongo las suelta y se encuentran en un estado latente y se germinan solo si encuentran sus

condiciones óptimas para hacerlo. Una vez que esto pasa, la espora tiene que germinar, brotando así, una hifa, estas progresan cuando se ramifican y el desenlace de estas se le llama micelio. Una vez desarrollado el micelio se puede haber fructificación o carpóforo. Hay dos clasificaciones de micelio el vegetativo que es el encargado de la nutrición del hongo y el reproductivo, encargado de su reproducción. Existen algunos hongos parásitos que pueden tener micelio exógeno, es decir, que el micelio crece en la superficie, o micelio endógeno que es dentro de la superficie (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

Los hongos pueden llevar a cabo dos mecanismos de reproducción: asexual y sexual todo esto por medio de esporangios y, en ambos casos, las esporas son las estructuras, responsables de dispersar la progenie para colonizar nuevas localizaciones. Una vez que los esporangios han llegado a su etapa de madurez óptima, estos liberan millones de esporas, de estas solo muy pocas llegan a proliferar. Después de esto sucede la meiosis de las células y como resultado dan esporas a estas se les denominan meiosporas. Estas tienen la virtud de poder sobrevivir a condiciones muy adversas a las favorables de lo contrario a las esporas asexuales que su propósito es más para la reproducción rápida del hongo. Una vez que se liberan las esporas, estas pueden ser desaparecidas por diferentes circunstancias desde el aire, hasta el agua, etc., permanecen inactivas hasta obtener las condiciones propicias para germinar. Una vez sucedido esto se crea el micelio y posteriormente los cuerpos fructíferos, estos solo brotarán si las condiciones son adecuadas como la humedad y temperatura (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

2.6. TÉCNICAS DE CULTIVO DE HONGOS

Existen diferentes técnicas de cultivo de hongos, en general se necesita un ambiente oscuro, húmedo y un poco frío, para ello es necesario tener un banco de compost donde se podrán nutrir los hongos, con materiales de fácil descomposición (Lázaro, 2014).

Para lograr el cultivo es necesario establecer un sustrato ya sea natural o artificial, donde se colocarán las esporas, ahí comenzarán a desarrollarse, mostrando primero un color blanco y el micelio (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010). Los hongos se recolectan previamente de que abran su sombrero por completo.

En la actualidad contamos con infinidad de desechos agrícolas y agroindustriales, siendo el agave un desecho con alta cantidad de complejos lignocelulósicos (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

Silva Huerta y otros evaluaron el rendimiento (R), eficiencia biológica (EB) y tasa de producción (TP) bajo condiciones controladas de una cepa de *Pleurotus pulmonarius* y una de *Pleurotus ostreatus* en residuos agrícolas de paja de avena (PA) y rastrojo de maíz, usando los siguientes tratamientos: RM 100%, PA 100%, RM 50%-PA 50% y RM 20%-PA 80%, obteniendo un mejor resultado en la combinación RM 20%-PA 80% con un rendimiento (R) de 28.1%, una eficiencia biológica (EB) de 133.1% y una tasa de producción (TP) de 2.0% de la cepa de *Pleurotus pulmonarius* y un rendimiento (R) de 31.6%, una eficiencia biológica (EB) de 139.7% y una tasa de producción (TP) de 1.8% de la cepa de *Pleurotus ostreatus* (Silva-Huerta & Gaitán-Hernández, 2016).

Infante y otros evaluaron residuos orgánicos provenientes de actividades agrícolas como la cáscara y la tusa de maíz, con el fin de determinar su viabilidad como sustrato para el cultivo del hongo comestible *Pleurotus pulmonarius*, bajo condiciones ambientales controladas. El tiempo de crecimiento del micelio para la tusa fue de 36 días, mientras que para la cáscara fue de 44 días. No hubo diferencias significativas en la eficiencia biológica obteniendo un 33% para la cascara y un 38% para la tusa y porcentaje de proteína, obteniendo un 20% para ambos sustratos. El análisis microbiológico reflejó que el producto tiene una calidad adecuada para el consumo humano (Infante, y otros, 2016).

Pineda Insuasti y otros evaluaron el bagazo de caña de azúcar en el proceso de producción de *Pleurotus ostreatus* bajo condiciones ambientales controladas, usando 12 tratamientos con bioceldas de PVC de diferentes diámetros

(DB) y diferentes tamaños de partícula (TP), 3 tratamientos de (TP) 0.6 cm y (DB) 10.16cm, 3 con TP 0.6 cm y DB 30.48cm, 3 con TP de 1.8 cm y DB de 30.48 cm y 3 con TP de 1.8 cm y DB de 10.16 cm. Obteniendo una mayor productividad de 15,34 g MSH/(kg MSS.día), cuando se trabajó con 1,8 cm de tamaño de partícula y 30,48 cm de diámetro de biocelda. Llegaron a la conclusión de que a mayor diámetro de biocelda y mayor tamaño de partícula existe una mejor productividad debido al mayor tiempo de retención del agua de la biocelda de mayor diámetro y el tamaño de partícula (Pineda-Insuasti, y otros, 2016).

Ríos Ruiz y otros aislaron el micelio secundario de *Auricularia spp.* (A) y *Pleurotus spp* (P) procedente de tres áreas naturales de la región San Martín, Tarapoto, Perú, evaluaron su crecimiento en medio agar papa dextrosa (PDA), posteriormente se inocularon semillas de maíz y finalmente se utilizaron sustratos estériles a base de residuos agroindustriales (cascarilla de arroz, pulpa de café, aserrín y arroz pilado). Se obtuvieron 10 aislamientos de micelios secundarios a través de carpóforos desinfectados de *Pleurotus spp* y otros 10 de *Auricularia spp.* La mayor velocidad de crecimiento en *Auricularia spp* fue de 62.5 $\mu\text{m h}^{-1}$ (A1) y de 75 $\mu\text{m h}^{-1}$ (P10) para *Pleurotus spp*, produjeron semilla de las cepas (A1) y (P10) en granos de maíz esterilizado durante un periodo de incubación de 40 días. Las cepas A1 de y P10 se desarrollaron mejor en sustrato a base de residuos de pulpa de café, logrando una eficiencia biológica de 30,33% y 18,20%, respectivamente. Descartando el aserrín ya que dio un muy bajo porcentaje de colonización y de igual manera el arroz pilado que no tuvo colonización (Ríos-Ruiz , Valdez-Nuñez, & Jiménez-Flores , 2017).

Hurtado de Mendoza y otros evaluaron el cultivo y producción de *Pleurotus ostreatus* (Hongo ostra) con dos variables; el efecto del tiempo de fermentación (1, 3 y 7 días) y el tratamiento térmico del sustrato: pasteurización (80°C por 1 hora) y esterilización (121°C por 1 hora), lo que dio un total de seis tratamientos, cada uno con 5 repeticiones. Se utilizaron como sustrato mazorcas de cacao, inoculo el sustrato con bolsas llenas de 1 kg con 15% de semilla, las bolsas se incubaron por 25 días aproximadamente y se cambiaron de lugar para la fructificación por otros 25

días aproximadamente, evaluaron el peso de carpóforos, % eficiencia biológica (EB) y % rendimiento (R), el tratamiento con mejores resultados fue el T5 con 3 días de fermentación y usando esterilización obteniendo una producción de 283g de hongos, 31,22% de eficiencia biológica y 28,30% de rendimiento y el menor fue el (T3) con 7 días de fermentación y usando pasteurización, obteniendo una producción de 197g de hongos, 21.43% de eficiencia biológica y 19.70% de rendimiento (Hurtado de Mendoza, Huamán, Bravo, Silva, & Silva, 2016).

Coello y otros (2017) evaluaron la velocidad de crecimiento radial (VCR) (mm.h⁻¹) y la producción de biomasa (PB) (g.g⁻¹ de sustrato seco) en dos cepas, una de *Pleurotus sapidus* y otra de *Pleurotus ostreatus*, el medio de cultivo sintético empleado fue el papa dextrosa agar (PDA), diluido en 4 diferentes soluciones preparadas con los materiales residuales (solución cascarilla de arroz CaPDA, solución cáscara de maracuyá CmPDA, solución mezcla 50% Cascarilla de arroz+50% Cáscara de maracuyá CaCmPDA y agua destilada + PDA) con el propósito de observar el crecimiento radial cada 24 horas y la producción de biomasa fúngica de estos hongos lignocelulósicos por su periodo de incubación y la adaptación a nivel in vitro. Los tratamientos que presentaron mejor comportamiento VCR fueron el PoCaPDA (0.569) y el PoCaCmPDA (0.549); la cepa que reporto valores más altos en VCR y PB fue el *Pleurotus ostreatus* y el mejor medio de cultivo fue el CaPDA, en ambas variables; mientras, la mayor producción de biomasa fue en *Pleurotus sapidus* en CaPDA (0.1727) y el *Pleurotus ostreatus* en CmPDA (0.1722), CaPDA (0.1706) y PDA (0.1694) (Coello-Loor, y otros, 2017).

Saltos-Giler y otros evaluaron el cultivo de *Pleurotus sapidus*, para determinar el mejor medio de cultivo y la concentración de inóculo adecuado en el residuo de maíz (*Zea mays*) sobre el cual este hongo genera un crecimiento micelial y una producción de materia orgánica de alta calidad. Los tratamientos evaluados en la primera fase fueron: T1: agar papa dextrosa; T2: agar sabouraud, y T3: agar czapek, se determinó el diámetro de crecimiento micelial. En la segunda fase se evaluaron los siguientes tratamientos: T1, T2 y T3: 40, 50 y 60g de inóculo/kg de sustrato respectivamente. Los valores fisicoquímicos de la degradación del rastrojo

de maíz se realizaron mediante un análisis proximal. El crecimiento micelial y la mejor morfología micelial de *P. sapidus* fue en T2 con 88.86 mm. El análisis proximal indicó que T3 fue el mejor en las siguientes variables: lignina 12,05%; relación carbono/nitrógeno 42.72:1; y peso promedio de setas cosechadas 40.52 g; T1 fue el que presentó una excelente mineralización de macronutrientes: nitrógeno 0.76%; fósforo 0.24% y potasio 0.53% (Saltos-Giler, Mendieta-Morrillo, Intriago-Cool, De La Cruz-Balon, & López-Vera, 2017).

Rodríguez y otros evaluaron la factibilidad de emplear orujo de pera como sustrato para el cultivo comercial de dos cepas de *Pleurotus ostreatus* (PI-P y PI-J) y analizar la variación de la composición química del orujo biodegradado. La cepa PI-J presentó 98,3% de Eficiencia Biológica, 35% de Rendimiento y 45 días de Período Productivo, mientras que para PI-P los valores fueron 62,3%, 21,8% y 35 días, respectivamente. La actividad metabólica de ambas cepas sobre el sustrato provocó una disminución relativa del contenido de materia seca y materia orgánica del 20 al 30% y de un 60% para los carbohidratos solubles ($p < 0,05$). Al finalizar el Período Productivo, las fibras (FDN, FDA y LDA) disminuyeron 10 a 20% mientras que el contenido de proteína bruta no se modificó significativamente (Rodríguez, Martínez, Buglione, Filippi, & Agüero, 2018). Campi y otros evaluaron la capacidad de crecimiento de cepas de macro hongos nativos del Paraguay de interés biotecnológico: *Trametes versicolor*, *Pleurotus ostreatus* y *Schizophyllum commune* en medios de cultivo enriquecidos con residuos agroindustriales y madereros. Se prepararon medios con las siguientes combinaciones: Pino/Paja, Pino/Caña, Lapacho/Paja, Lapacho/Caña, además de malta y Sabouraud usados como control. Para las cepas *T. versicolor* y *P. ostreatus*, el medio de cultivo óptimo de crecimiento fue el enriquecido con la combinación Pino/Paja con 0.93 cm/día y 0.81 cm/día respectivamente, la cepa *S. commune* mostró mayor crecimiento en el medio Pino/Caña con 0.77 cm/día. El medio de control malta obtuvo una velocidad de crecimiento de 1.21 cm/día en *Trametes versicolor* y 0.8 cm/día en *Pleurotus ostreatus* y el medio de malta obtuvo una velocidad de crecimiento de 0.95 cm/día en *Trametes versicolor* y 0.71 cm/día en *Pleurotus ostreatus* (Campi, y otros, 2016).

Bermúdez-Savón y otros evaluaron la productividad de dos cepas de *Pleurotus* (CCEBI 3024 y CCEBI 3023), utilizando dos tipos de biorreactores: en bolsas y en bandeja, empleando como sustrato la pulpa de café *Coffea canephora* Pierre ex Frhoener. El sustrato se inoculó haciendo 7 réplicas para cada biorreactor, en una proporción de 10 % del peso húmedo de sustrato, se midieron Eficiencias Biológicas (EB), Rendimiento (R) y la Precocidad (P). Los resultados obtenidos en las dos cepas, en las bolsas mostraron que las (EB) fueron 57.7% y 59.4% y el Rendimiento 16.5% y 17.0%, respectivamente, fueron similares para las dos cepas, solo presentaron diferencias significativas en la precocidad con 13 y 18 días respectivamente. Con respecto al cultivo en bandejas, las (EB) fueron 25.2% y 26.0%, respectivamente y el Rendimiento fue 7.3% y 7.4% también fueron similares, con diferencias significativas en la Precocidad con 10 y 29 días. Dada la productividad mostrada se puede concluir, que es más conveniente, el cultivo en bolsas para ambas cepas (Bermúdez-Savón, García-Oduardo, Kekeli-Agbozouhoue, & Serrano-Alberni, 2017).

2.7. TIPOS DE HONGOS COMESTIBLES Y SU IMPORTANCIA NUTRIMENTAL

2.7.1. *Pleurotus Spp.*

Frecuentemente a las setas se les ha denominado carne de las plantas, ya que pueden ser usadas con relativa facilidad en algunas preparaciones de cocina, además de que su valor nutritivo es muy comparable con algunos otros alimentos. Esto ha logrado que las setas sean conocidas como un alimento de gran nutricional (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

El cultivo de *Pleurotus* ha estado en constante crecimiento a nivel mundial ya que es un producto con proteínas de calidad, y crece con un sustrato que puede ser un desecho lignocelulósico (Coello-Loor, y otros, 2017). Las setas además de crecer en residuos agrícolas y agroindustriales también tienen la capacidad de crecer de manera natural en madera y troncos en descomposición, el cultivo de setas es relativamente fácil ya que no hay necesidad de contar con gran tecnología, esto lo convierte en una gran ventaja ya que podemos usar residuos agrícolas que

podrían ser basura o contaminantes, pasan a ser insumos en el cultivo de dichos hongos. A demás los residuos del cultivo del hongo frecuentemente son utilizados como abono para mejorar los suelos agrícolas, aunque también existe la posibilidad de usarlo como alimento para ganado (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

Este género de hongos es de los más importantes a nivel mundial, se han estudiado muchas especies de *Pleurotus* gracias a que contienen grandes beneficios funcionales, además de que son de utilidad biotecnológica. Algunos estudios aportan que las setas contienen un estimado de 7 µg de compuestos fenólicos y 0.8 µg de flavonoides (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016).

Las setas son consideradas como un alimento de alto nivel nutricional ya que contienen altos niveles de proteína que a su vez aportan todos los aminoácidos esenciales, este género *Pleurotus* es rico en carbohidratos, vitaminas, fibra y minerales y contiene un bajo contenido de grasas, el hongo contiene aproximadamente un 57 y 61% de carbohidratos en peso seco, 26% de proteína, fibra del 11.9%, 0.9 a 1.8 % y su valor nutricional es equiparable con la carne de puerco. Además de todo lo ya registrado el hongo seta contiene vitaminas tal es el caso de la niacina, tiamina (vitamina B1), vitamina B12 y la vitamina C o ácido ascórbico, adicionado con minerales tal es el caso del potasio, fosforo, calcio, etc. (Gaitán-Hernández, Salmones, Pérez-Merlo, & Mata, 2006).

2.7.2. Agaricus

El champiñón de la orden de los agaricus es la especie más relevantes en el comercio mundial, es un gran género de hongos, estos tienen características particulares como lo son velo general, sombrero convexo, además tiene diferentes colores desde blancos hasta marrón (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016).

Este género cuenta con un alto porcentaje de proteína, gracias a esto se ganado a pulso el nombre de carne del bosque, también posee una cantidad apreciable de vitaminas, calcio, fósforo, hierro, potasio y ácido fólico (Di-Fiore & Albarracin, 1998).

El champiñón es el más cultivado a nivel mundial, con un porcentaje de humedad de 91.4% y 8.6 de materia seca, además se ha demostrado que tiene capacidades antioxidantes gracias a su contenido de aproximadamente 7 µg de compuestos fenólicos y de 3 µg de flavonoides, también se le atribuye con tenido de propiedades curativas del cáncer y propiedades antiinflamatorias (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016).

2.7.3. Amanita.

Es uno de los géneros más complicados, ya que puede haber algunas especies muy comestibles, así como algunos muy venenosos y alucinógenos, *Amanita caesarea*, *Amanita fulva*, *Amanita rubescens* son de los más conocidos en la gastronomía, estos hongos en su mayoría es agua con un 93.8%, lo demás en materia seca comprende tan solo de un 6.2% de la cuál 13% es contenido proteico, 11.3% de minerales y 16.4% de fibra (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016).

2.7.4. Boletus.

De la orden Boletales, son hongos con diferentes formas y comestibles, una gran distinción de estos es su color azul que presenta después de ser cortado o cosechado esto se da gracias a su oxidación. Son hongos muy prestigiados gastronómicamente por su rico sabor, según estudios se dice que contienen aproximadamente 14 µg de compuestos fenólicos y 2.5 µg de flavonoides, algunos otros estudios apuntan algunas propiedades terapéuticas como la capacidad de inhibir bacterias. Se contribuye que estos hongos contienen un 90.8% de humedad con un 9.2% de materia seca, de los cuales 18.5% es material proteico, 6.9% de minerales y 23% de fibra (Cano-Estrada & Romero-Bautista, 2016).

2.7.5. Shiitake

Es uno de los hongos más producidos y consumidos a nivel mundial, *Lentinus edodes*, este hongo cuenta con un sabor y un aroma único, existen reportes de propiedades específicas de este hongo, por eso se dice que es un alimento funcional, porque favorece a la salud y previene enfermedades (Martínez-Carrera, y otros, 2004).

El shiitake cuenta con propiedades medicinales como lo son anticancerígeno, antioxidante ya que tiene vitaminas A, E, C y selenio, reduce el

colesterol, baja los niveles de azúcar en la sangre, tiene pocas calorías, alto contenido proteico, con vitaminas B y D, contiene hierro, fibra y minerales (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

El hongo tiene un contenido de agua de 88.3% y 11.7% de materia seca, de esto 22.7% es material proteico, 3.2% de grasas y 1.5% de carbohidratos digeribles (Martínez-Carrera, y otros, 2004).

2.8. TIPOS DE SUSTRATOS UTILIZADOS PARA EL CULTIVO DE HONGOS

2.8.1. DEFINICIÓN DE SUSTRATO

El sustrato es el conjunto de elementos o materiales en donde se colocan los hongos, el sustrato le servirá como estabilizador, anclaje y almacén de nutrientes. Existen infinidad de tipos de sustratos con diferentes características todo depende del fin y de los materiales utilizados (Lázaro, 2014).

2.8.2. CLASIFICACIÓN DE SUSTRATOS

Los materiales utilizables como sustratos para el cultivo de setas se clasifican en seis categorías: pajas, rastrojos, pulpas, bagazos, residuos forestales y otros (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

Existen infinidad de sustratos utilizados para el cultivo de hongos ya sean naturales o artificiales, este debe poseer material lignocelulósico. Aunque el material del sustrato depende de la nutrición del hongo, del lugar geográfico y de su temporada (Silva-S., Fritz-F., & Cubillos, 2010).

2.8.3. DESECHOS AGROINDUSTRIALES COMO ALTERNATIVA DE SUSTRATO

Los desechos agroindustriales aportan los nutrientes necesarios para el desarrollo de los hongos, existe una amplia gama de residuos que pueden ser utilizados ya que son ricos en lignina y celulosa, los materiales son clasificados en 6 categorías: pajas, rastrojos, pulpas, bagazos, residuos forestales y otros (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-Martinez, 2016).

En México contamos con más de 500 000 toneladas anuales de desechos agrícolas, agroindustriales y forestales (Piña-Guzman, Nieto-Monteros, & Robles-

Martinez, 2016), que pueden ser utilizables para el cultivo de hongo y de esa manera tener un menor impacto en el ambiente ya que estaríamos reciclando y aprovechando algo que para los productores es basura.

En el estado de Jalisco, el agave es una materia prima de suma importancia ya que de él obtenemos el tequila mediante su destilación, anualmente solo en el país se obtienen 400 000 toneladas de bagazo el cual únicamente ha sido utilizado para abono (Crespo-González, y otros, 2013).

El bagazo de agave es la fibra residual que se obtiene después del proceso de producción de tequila. Aproximadamente es el 40% del peso del agave, el bagazo tiene un color café característico, además de un olor a tequila (Crespo-González, y otros, 2013).

Está compuesto de celulosa (59.3%), lignina (17.2%) y hemicelulosa (15.4%), esto le confiere características de gran resistencia a la degradación (Heredia Solis, Esparza Ibarra, Romero Bautista, Cabral Arellano, & Bañuelos Valenzuela, 2014).

III. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Utilizar el bagazo de agave y paja de cebada como sustrato para el crecimiento y cultivo de hongo *Pleurotus spp.*

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

a) Evaluar la viabilidad del sustrato de bagazo de agave con relación a otros sustratos tradicionales (paja de cebada) para el cultivo de hongo *Pleurotus spp.*

b) Evaluar el crecimiento micelial del hongo *Pleurotus spp.* en los tratamientos utilizados

c) Evaluar la fisiología de hongo *Pleurotus spp.*: biomasa, altura, diámetro

d) Evaluar contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante del hongo *Pleurotus spp.*

3.3. HIPÓTESIS

El contenido de residuos lignocelulósicos presentes en el bagazo de agave lo hacen un sustrato posible y viable para el cultivo de hongo *Pleurotus spp.*

IV. METODOLOGIA

4.1. Descripción del área de estudio

El lugar destinado para el desarrollo del proyecto se ubica en la comunidad de Amazcala, el Marqués, Querétaro, específicamente en el Campus de Ingeniería de la Universidad Autónoma de Querétaro.

4.2. Coordenadas

Longitud (dec): -100.265833

Latitud (dec): 20.703333

4.3. Sitio específico

Fue en un cuarto oscuro de 2 m por 4 m con paredes de concreto y con temperatura ambiental entre 25 a 28°C, estuvo completamente cubierto sin ventanas y con una puerta cubierta de polietileno negro para lograr la obscuridad deseada para la fase de multiplicación de micelio.

Para la fase de fructificación fue un cuarto contiguo de 2 m por 4 m, con paredes de concreto, con temperatura ambiental entre 25 a 28°C con puerta abierta para tener mayor paso de luz.

4.4. OBTENCIÓN DE MUESTRAS

El bagazo de agave *Agave tequilana weber* fue facilitado por una compañía elaboradora de tequila en Guanajuato (figura 4.4.1), la paja de cebada *Hordeum vulgare* se obtuvo de un rancho ubicado en San Juan del Rio, Querétaro (figura 4.4.2), el inoculo del hongo *Pleurotus spp.* fue comprado en semillas de sorgo *Sorghum* (figura 4.4.3) ya con el micelio desarrollado listo para el proceso de inoculación en los diferentes tratamientos.

Figura 4.4.1 bagazo de agave



Figura 4.4.2 cebada picada



Figura 4.4.3. inóculo del hongo *Pleurotus ostreatus* en semillas de sorgo *Sorghum*



4.5. DISEÑO DEL EXPERIMENTO

La distribución del diseño experimental se realizó por bloques al azar, donde se contó con controles para el crecimiento del hongo *Pleurotus spp.*, así como el sustrato de agave y la paja de cebada obtenido a partir de desechos agroindustriales para tener parámetros comparativos.

Se utilizaron 5 tratamientos usando bagazo de agave (BA) y paja de cebada (PC), con 5 repeticiones de cada uno, (T1) BA 100%, (T2) BA 50% y PC 50%, (T3) BA 25% y PC 75%, (T4) BA 75% y PC 25%, (T5) PC 100% (figura 4.5.1).

Figura 4.5.1. Tratamientos con distintas combinaciones



4.6. DESARROLLO DEL EXPERIMENTO

Inoculación de esporas para crecimiento del hongo *Pleurotus spp.*

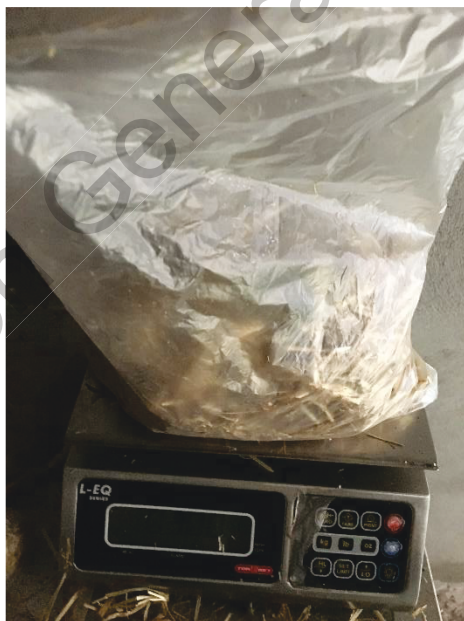
1. Se seleccionó el material para crear el sustrato, se usará el bagazo de agave y paja de cebada.
2. El sustrato se picó de manera que queden pedazos pequeños de 5 a 10 cm y así sea más fácil tomar los nutrientes para los hongos.
3. Se le dio un tratamiento al sustrato, que consiste en esterilizarlos, mediante una pasteurización por vapor que consiste en colocar el sustrato en un sistema cerrado como lo es una vaporera, se le aplica vapor generado por una caldera. La temperatura se mantuvo entre de 70-80°C y estuvo así durante un aproximado de 2 a 4 horas, en esa condición, esto se hace para eliminar o disminuir la flora bacteriana nociva presente en los sustratos (figura 4.6.1). Los sustratos se metían en la vaporera con costales de plástico sin ser revueltos la cebada con el bagazo.

Figura 4.6.1. Vaporera utilizada para la esterilización



4. Se dejó enfriar el sustrato hasta 30°.
5. Se revolvió el sustrato con carbonato de calcio (CaCO_3) a razón de un 0.2 % del peso del sustrato contenido para homogeneizar el PH.
6. En bolsas de plástico transparentes y nuevas se procedió a intercalar manualmente capas alternas de sustrato y semilla, tratando de que la mezcla sea uniforme y evitando dejar áreas sin cubrir de semilla. Se usaron 300 g de sustrato húmedo en cada bolsa, con un 10% de semilla (figura 4.6.2). Todo esto bajo condiciones asépticas, usando guantes de látex y esterilizando el lugar para evitar alguna contaminación.

Figura 4.6.2. peso del sustrato al inocular



7. Las bolsas cerradas se colocaron en incubación, sobre estantes metálicos en el cuarto, obscuro y con temperatura ambiental entre 25 a 28°C (figura 4.6.3).

Figura 4.6.3. Colocación de las bolsas para la incubación



8. Al día siguiente de la siembra, a las muestras se les hicieron pequeñas perforaciones con un objeto punzocortante limpio, para favorecer la oxigenación del hongo.

9. Las bolsas fueron revisadas a diario, esto con la finalidad de detectar el crecimiento micelial. Se midió el crecimiento de micelio (figura 4.6.4).

Figura 4.6.4. Crecimiento micelial



10. Las bolsas se mantuvieron en esa área aproximadamente 2 o 3 semanas hasta que el micelio haya cubierto totalmente el sustrato.

11. Se hicieron revisiones de cada 3 días con la finalidad de detectar cualquier contaminación, enfermedad o plaga. Las bolsas que se contaminaban fueron retiradas para evitar la propagación (figura 4.6.5).

Figura 4.6.5. Bolsa contaminada



12. Se mantuvo mojada el área de la superficie con la finalidad de tener la humedad relativa óptima para el desarrollo del hongo, el rango de humedad relativa óptima es de entre 60 – 90 %.

13. Cuando el micelio colonizo completamente el sustrato, se retiraron las bolsas de plástico y se trasladaron al cuarto de fructificación por un tiempo promedio de 20 a 25 días.

14. Se realizó la cosecha, se cortaron los carpóforos desde la base, sin dañar el sustrato, mientras los sombreros estaban compactos, turgentes y antes de que sus orillas se enrollen hacia arriba (figura 4.6.6).

Figura 4.6.6. Carpóforos antes de la cosecha



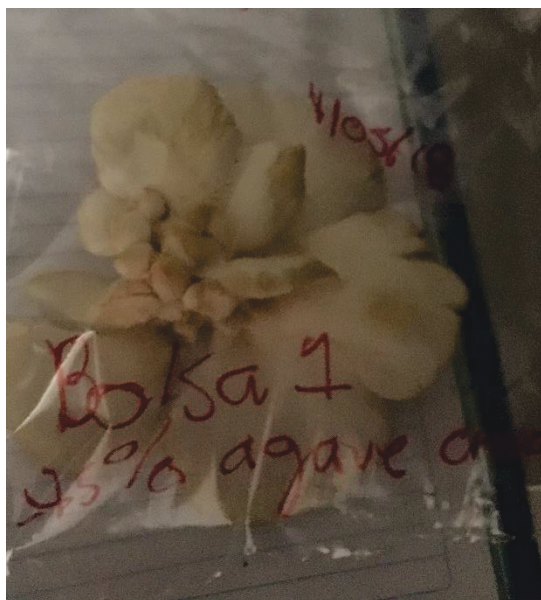
15. Las setas recolectadas se pesaron en fresco (figura 4.6.7) y también se midieron dos de los más grandes carpóforos.

Figura 4.6.7. Setas siendo pesadas



16. Las setas recolectadas fueron puestas en bolsas de plástico, correctamente identificadas y guardando datos de la fecha, peso, medidas, cosecha y tratamiento (figura 4.6.8).

Figura 4.6.8. Seta cosechada e identificada



17. Posteriormente se llevaron a un congelador para posteriormente hacer análisis.

4.7. EFICIENCIA BIOLÓGICA (% E.B.)

Es la bioconversión de la energía y biodegradación del sustrato para la producción de cuerpos fructíferos. Este parámetro permite evaluar la producción de hongos frescos sobre el sustrato húmedo de cultivo, expresado en porcentaje (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015). Se calcula de la siguiente manera:

$$EB= (\text{peso carpóforos seco (g)} / \text{peso sustrato húmedo (g)}) *100$$

4.8. RENDIMIENTO

El rendimiento es simplemente el peso fresco en gramos de los cuerpos fructíferos, durante las tres cosechas (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

4.9. EVALUACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS

4.9.1. Extracción metanólica para compuestos polifenólicos

Se realizaron extracciones metanólicas de acuerdo con lo descrito por (Cardador-Martínez, Loarca-Piña, & Oomah, 2002). Se mezclarán 200 mg de muestra en un matraz de 50 ml y se mezclaron con 10 ml de metanol, protegiéndolos de la luz. Se colocarán las muestras en agitación a 40 rpm, 25 °C durante 24 h, se centrifugaron a 5000 rpm, 4°C durante 10 min. El sobrenadante será recuperado en un frasco protegido de la luz para el análisis.

4.9.2. Cuantificación de fenoles totales

El contenido de fenoles totales se determinó usando el método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu (Singleton, Orthofer, & Lamuela-Raventos, 1999). Este método se basa en la oxidación de los compuestos fenólicos por el reactivo de Folin- Ciocalteu, el cual está formado por una mezcla de ácido fosfotungstico y ácido fosfomolibdico que se reduce por acción de los fenoles, en una mezcla de óxidos azules de tungsteno y de molibdeno. La coloración azul producida absorbe a una longitud de onda de 760 nm.

Para la cuantificación de fenoles totales, se tomó una alícuota (40 ml) del sobrenadante obtenido de la extracción y se llevó a un volumen total de 500 ml, posteriormente se mezcló con 250 ml del reactivo de Folin-Ciocalteu (1N) y después se adicionaron 1250 ml de Na₂CO₃ (20 %) y se dejó reposar en la obscuridad por 2 horas a temperatura ambiente. Transcurrido este tiempo, se midió la absorbancia a 760 nm. La cuantificación se realizó interpolando los resultados en una curva estándar de ácido gálico (0 a 20 µg). Los resultados se expresaron como mg equivalentes de ácido gálico (AG) por gramo de muestra (mg equivalentes AG/g de mtra).

4.9.3. Taninos Condensados

La cuantificación de taninos condensados se realizó siguiendo el procedimiento descrito por (Feregrino-Pérez, y otros, 2008) modificando el uso de microplaca de 96 pozos. Se colocarán 50 µl del extracto metanólico en microplaca con 200 µl de la solución 1:1 (v/v) de HCL 8%: Vainillina 1%, para el blanco se colocaron 50 µl de muestra más 200 µl de HCL 4%. Los experimentos se realizaron

por triplicado. Se cuantificó la cantidad de taninos condensados en equipo MULTISKAN ASCENT con filtros de 492 nm. Los resultados se expresan en mg (+) catequina/g de muestra (mg (+) catequina/g de mtra).

4.9.4. Flavonoides Totales

El método espectrofotométrico que se utilizó para la cuantificación de flavonoides totales es el descrito por (Oomah, Cardador, & Loarca, 2005). El método consiste en mezclar 50 µL de la muestra con 180 µL de metanol y 20 µL de solución 2-aminoetildifenilborato 1%, en una microplaca de 96 pozos, los experimentos se realizaron por triplicado. Se registró la absorbancia en equipo MULTISKAN ASCENT con filtros de 404 nm. Los resultados se expresaron en mg equivalente de rutina /g de muestra

4.10. Actividad antioxidante

4.10.1. DPPH

Se siguió el método original de (Brand-Williams , Cuvelier , & Berset , 1995) modificado por (Fukumoto & Mazza, 2000) adaptado para su uso en microplaca. Se preparó el reactivo DDPH (difenil-picril-hidrazilo) en matraz de 25 ml aforando con metanol y se agregó al sobrenadante resultante de la extracción. Se midió absorbancia espectrofotómetro (Thermo, Multiskan Ascent) a 532 nm cada 10 minutos durante 90 minutos. La placa se mantuvo cubierta y en la oscuridad a temperatura ambiente entre lecturas. Se utilizó una curva estándar utilizando Trolox en concentraciones de 0.05 -0.8 mM.

4.10.1.1. Cálculo de la Actividad Antioxidante

La actividad anti radical (ARA) se calculó como porcentaje de decoloración de DPPH, usando la siguiente ecuación:

$$ARA= 100 \times (1 - A_{\text{muestra}} / A_{\text{control}})$$

Donde ARA= actividad anti radical, A_{muestra} es la absorbancia de la muestra a 532nm y A_{control} es la absorbancia del control (ausencia de antioxidante).

La capacidad antioxidante de equivalentes de Trolox (TEAC) fue calculada utilizando la siguiente ecuación:

$$TEAC_{muestra} = A_{muestra} / (m * [muestra])$$

Donde $A_{muestra}$ es la absorbancia de la muestra a 532 nm; m, es la pendiente de la curva de calibración [muestra] es la concentración de cada muestra.

4.10.2. ABTS⁺

El método fue desarrollado usando el 2,2-azinobis (3-etil-benzotiazolin,6-ácido sulfónico) (ABTS) ensayo descrito por (Nenadis , Wang, Tsimidou, & Zhang, 2004) modificado para su uso en microplaca. Se adicionó persulfato de potasio con una concentración de 140mM, el cual se resguardó de la luz por 12 h para generar el radical. Se monitoreó absorbancia con el Lector Elisa a una longitud de onda de 734nm, en un rango de 0.7 y 1.0. Se agregaron 19.20 mg de reactivo y se aforó a 5 ml con agua destilada, posteriormente se agregaron 88 µL de persulfato de sodio para la formación del radical ABTS. Se prepararon las muestras en microplaca de 96 pozos con las concentraciones del extracto y ABTS⁺, como control se utilizó metanol y ABTS⁺ y como blanco la muestra y metanol. La medición de la absorbancia se llevó a cabo a 734nm por un lapso de 0-90 minutos en un Lector ELISA. Se utilizó una curva estándar utilizando Trolox en concentraciones de 50 a 800 µM. Los resultados se expresan en µM de Trolox/ g de muestra.

El porcentaje de inhibición se calculó de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ inhibición} = \frac{Abs. inicial - Abs. final}{Absinicial} * 100$$

4.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todos los experimentos se realizaron por triplicado con dos replicas cada uno. Se utilizará el programa estadístico JMP. Los resultados obtenidos se expresarán como la Media ± Error Estándar (E.E.). Se utilizará análisis de varianza

con un nivel de confianza del 95%, las diferencias de las medias entre los métodos se determinarán con la prueba de T de student.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

5.1. Análisis de parámetros determinados por cosecha

El análisis de los hongos se hizo de lo general a lo particular, primero se hizo un análisis por cosecha, siendo que existieron 3 cosechas, de ahí se determinó que cosecha fue mejor dependiendo de los distintos parámetros que se examinaron.

5.1.1. Determinación de los días para la cosecha

Este parámetro se determinó mediante el conteo de días desde el día en que se sembró el sustrato con las semillas de sorgo inoculadas hasta el día en que se daba la cosecha, este parámetro es importante ya que nos ayuda a notificar con que sustrato tendremos resultados más rápido, de igual manera nos ayuda a darnos cuenta del crecimiento micelial.

De acuerdo con los datos obtenidos por medio de un estudio de T de student, el número de días para la cosecha 1, 2 y 3 por obvias razones es más rápida la cosecha 1 (figura 5.1.1.3.) teniendo un promedio de 31.5 días para la cosecha, seguida de 44.95 días para la segunda cosecha y terminando con 65.4 días para la tercera cosecha.

El estudio ANOVA indica que existen diferencias significativas ya que se obtuvo una probabilidad menor a 0.0001, hay diferencias significativas en las tres cosechas usando un estudio T de student con $p=0.05$.

El crecimiento micelial hace referencia al tiempo que tarda el micelio en colonizar el sustrato, esto se observa mediante el cambio de color del sustrato a blanco (imagen 5.1.1.1), dando hincapié a la formación de primordios y con esto, días después poder realizar la cosecha (figura 5.1.1.2). Esto se hizo en las mismas condiciones de temperatura (25-28°C) y humedad relativa (60-90%).

Figura 5.1.1.1. Micelio colonizado en el sustrato

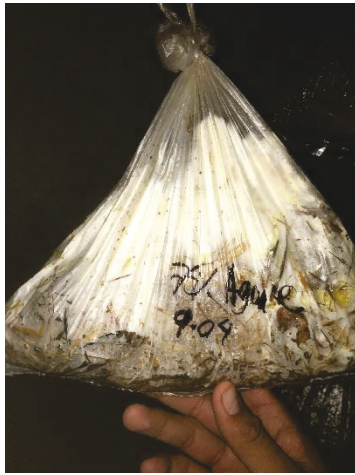
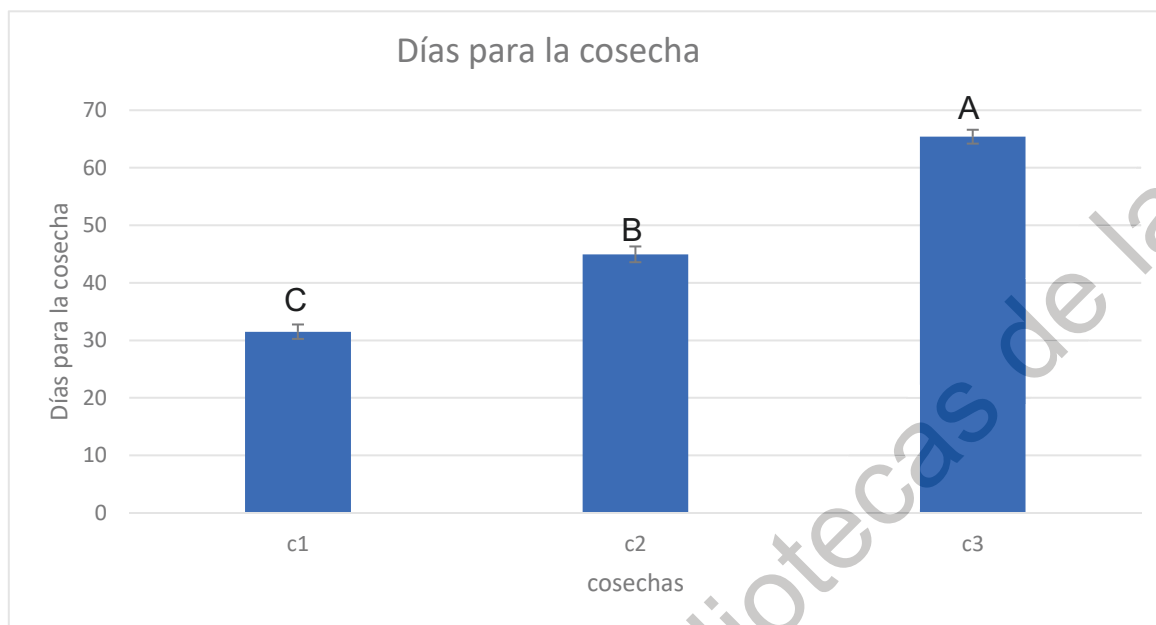


Figura 5.1.1.2. carpóforo listo para la cosecha



En este caso es más que claro que la tercera cosecha debe tener un mayor número de días para la cosecha de carpóforos, esto se asemeja a lo realizado por Gaitán-Hernández y Silva-Huerta en 2016, quienes inocularon semilla de *Pleurotus spp.* en sustratos hechos con residuos agrícolas como el rastrojo de maíz y paja de avena, usando 4 kg de sustrato con 5% de inóculo y en total obtuvieron tres cosechas en un periodo de 45 a 61 días (Silva-Huerta & Gaitán-Hernández, 2016).

Figura 5.1.1.3. Promedio de días para la obtención de cosecha utilizando diferentes mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de días para la cosecha de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.2. Peso

Este parámetro consto de simplemente de pesar en gramos los carpóforos cosechados, esto se hizo inmediatamente después de la cosecha, la importancia de este parámetro es que se apreciaban que hongos eran más grandes por cosecha (figura 5.1.2.1.).

El análisis ANOVA nos arrojó una probabilidad menor a 0.0001, dando como resultado diferencias significativas entre las cosechas.

En cuestión de peso por cosecha y de acuerdo con el análisis t de student con $p=0.05$, existió una diferencia significativa.

Se puede observar que el mejor nivel en cuestión de peso fue en la cosecha 1 con una media de 48.7 g, seguida de la cosecha 2 con 24.3 g y por último la cosecha 3 con 16.75 g (Figura 5.1.2.2.), estos resultados eran esperados

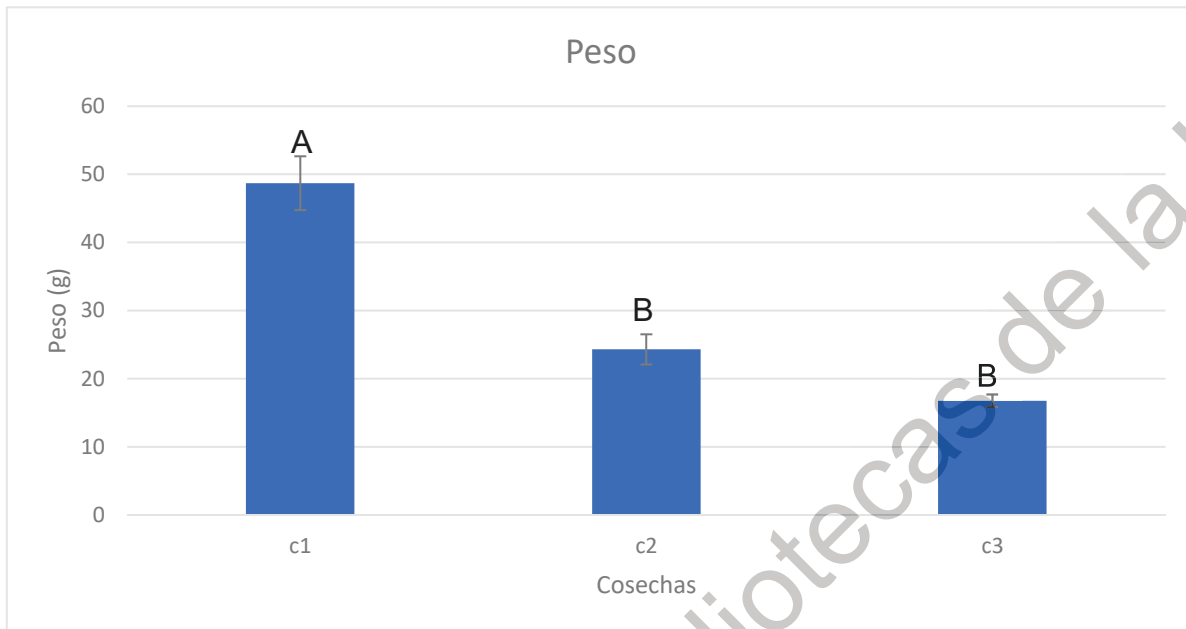
ya que siempre las primeras cosechas son las mejores cuando hablamos de rendimiento en peso.

El peso fresco registrado es el promedio de todas las bolsas en las tres cosechas, el valor obtenido fue el dado por los carpóforos, se puede observar que el valor de peso fue decreciendo de mayor a menor en cuanto a las cosechas, estos resultados coinciden con los obtenidos de Gaitán-Hernández y Silva-Huerta en 2016, quienes usaron residuos agrícolas como lo es rastrojo de maíz y paja de avena, haciendo algunas mezclas de estos como sustrato, usando 4 kg de sustrato con 5% de inóculo en semillas de sorgo, en este caso se hicieron seis repeticiones por tratamiento, con cuatro tratamientos los cuales fueron rastrojo de maíz 100%, paja de avena y rastrojo de maíz 50-50% paja de avena y rastrojo de maíz 80/20% y paja de avena 100%, además de utilizar dos cepas, en la cepa IE-115 para la primer cosecha obtuvieron una suma de los seis repeticiones, los cuatro tratamientos de 1963.75 g, para la segunda cosecha obtuvieron 3783.75 g y por ultimo obtuvieron 377.5 g y en la cepa IE-728 para la primer cosecha obtuvieron una suma de 1553.75 g, para la segunda cosecha obtuvieron 3747.50 g y por ultimo obtuvieron 1156.25 g (Silva-Huerta & Gaitán-Hernández, 2016).

Imagen 5.1.2.1. hongo fresco cosechado y pesado



Figura 5.1.2.2. Promedio de peso de los hongos en las cosechas utilizando diferentes mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de peso en gramos de hongos en las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.3. Medición del área en cm^2

La medición constó de usar una regla para determinar el largo y el ancho en centímetros de los carpóforos, posteriormente se hizo una multiplicación de las variables, este resultado nos dio un área en centímetros cuadrados. La medición se hizo inmediatamente después de la cosecha, este parámetro es importante ya que nos ayuda a determinar el distinto tamaño entre los hongos cosechados.

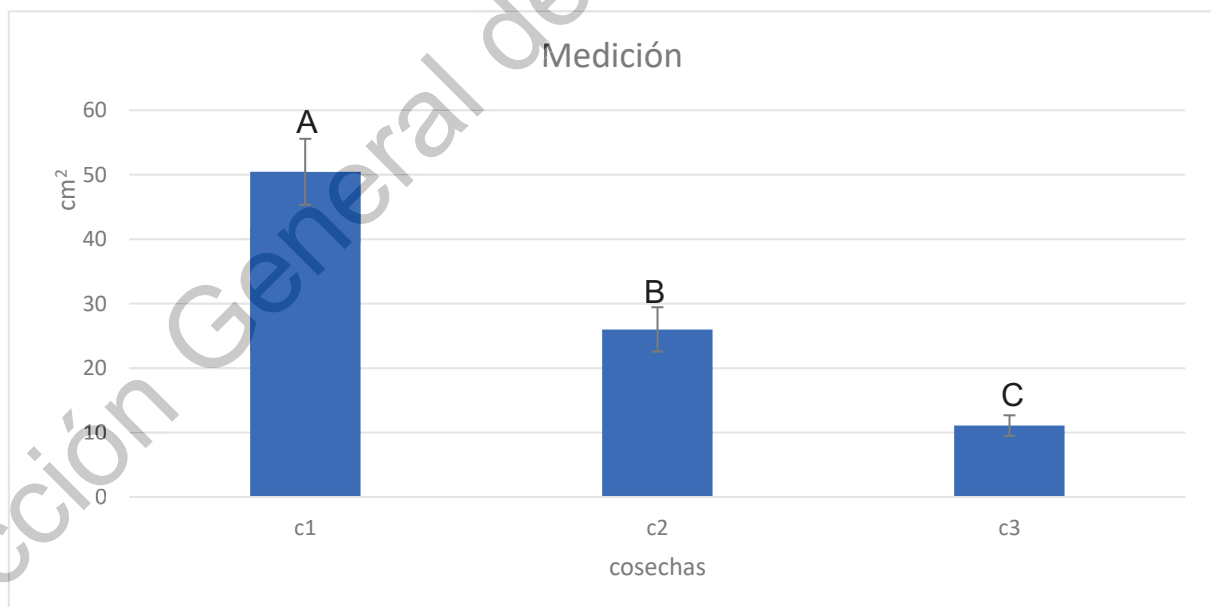
La medición de los hongos se hizo de forma manual con el uso de regla y los datos se obtuvieron en centímetros.

De acuerdo con el ANOVA, si existieron diferencias significativas entre las 3 cosechas, ya que se obtuvo una probabilidad menor a 0.0001, y por medio de un estudio T de student hubo grandes diferencias.

Es evidente que los carpóforos más grandes fueron obtenidos en la primera cosecha en esta hay un promedio de 50.4625 cm², la siguiente cosecha obtuvo un promedio de 26 cm² y por último la cosecha 3 con 11.0825 cm² (Figura 5.1.3.1.).

Estos resultados fueron los esperados ya que iban de mayor a menor de acuerdo con cada cosecha, siendo esto considerado como algo normal, esto se asemeja a lo que sucedió con los resultados de Gaitán-Hernández y Silva-Huerta en 2016, quienes usaron residuos agrícolas como lo es rastrojo de maíz y paja de avena, haciendo algunas mezclas de estos como sustrato, usando 4 kg de sustrato con 5% de inóculo en semillas de sorgo, en este caso se observó que en las primeras cosechas los carpóforos fueron más grandes, y esto fue decreciendo en la siguiente cosecha y decreció aún más para la tercera, este análisis solo se hizo visual, ya que el método para verificar el tamaño fue el análisis del peso (Silva-Huerta & Gaitán-Hernández, 2016).

Figura 5.1.3.1. Promedio de medición del área (cm²) de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de medición en cm² de hongos en las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.4. Fenoles totales

La cuantificación de fenoles en los hongos cosechados se determinó mediante extracciones metanólicas de acuerdo con lo descrito por (Cardador-Martínez, Loarca-Piña, & Oomah, 2002). Este fue realizado después de congelar el hongo cosechado, es importante ya que nos estableció la cantidad de compuestos fenólicos en los hongos.

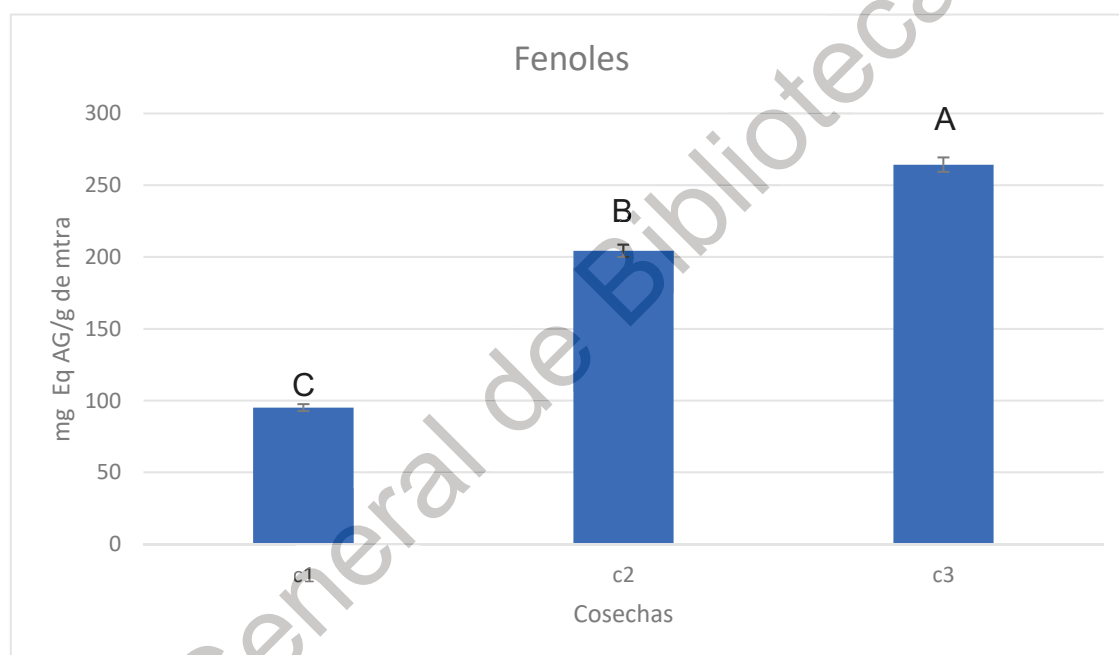
De acuerdo con el estudio ANOVA las diferentes cosechas presentaron diferencias significativas en contenido de fenoles, se obtuvo una probabilidad de 0.0158, y de igual manera para el estudio T student con $p=0.05$.

En este caso la mayor cantidad de fenoles se obtuvieron en la cosecha 3 con un promedio de 264.37 mg Eq AG/g de mtra, seguido de la cosecha 2 con 204.32 mg Eq AG/ g de mtra y por último la cosecha 1 con 95.10 mg Eq AG/ g de mtra (Figura 5.1.4.1.). Se puede ver claramente que la cantidad de compuestos fenólicos fue aumentando por cosecha.

De acuerdo con lo realizado por Kim y colaboradores (2008), ellos buscaron la concentración de promedio total de compuestos fenólicos, en diferentes tipos de hongos comestibles y medicinales de Corea, entre ellos el hongo *Pleurotus ostreatus*, los compuestos fenólicos se analizaron mediante cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC). Para la preparación de muestras se utilizaron dos gramos de polvo de hongo liofilizado, se mezclaron con 10 ml de acetonitrilo y 2 ml de ácido clorhídrico 0,1 N y se agitaron durante 2 horas a temperatura ambiente. La suspensión se filtró a través del papel de filtro Whatman No. 42. El extracto se liofilizó a menos de -40°C y los residuos se disolvieron en 10 ml de metanol al 80%, Se filtraron a través de un filtro de membrana de nailon de $0,45\ \mu\text{m}$. Se usaron $20\ \mu\text{l}$ y se llevó al sistema de HPLC. La absorbancia de cada solución de muestra se midió a 280 nm. Los resultados demuestran que, si existen compuestos fenólicos dentro de los carpóforos, ya que obtuvieron un promedio de $61\ \mu\text{g/g}$ (KIM, y otros, 2008).

De la misma forma Palacios y colaboradores (2011), también buscaron la concentración de compuestos fenólicos en ocho tipos de hongos, incluido *Pleurotus ostreatus*, los compuestos fenólicos fueron expresados mediante el método Folin-Ciocalteu descrito por (Rossi & Singleton, 1965), se utilizó ácido gálico para calcular la curva de calibración y se hicieron seis repeticiones, los resultados demuestran que si existen compuestos fenólicos en los carpóforos de hongo *Pleurotus spp.* con un promedio de 1.5 mg Equivalentes de Ácido Gálico/gramo de muestra (Palacios, y otros, 2011).

Figura 5.1.4.1. Promedio de contenido fenoles totales de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de fenoles en mg Equivalentes de Ácido Gálico/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.5 Taninos condensados

La cuantificación de taninos condensados se realizó siguiendo el procedimiento descrito por (Feregrino-Pérez, y otros, 2008), este se ejecutó

después de congelar el hongo, este parámetro es importante ya que nos notifica la cantidad de taninos condensados contenidos en los hongos.

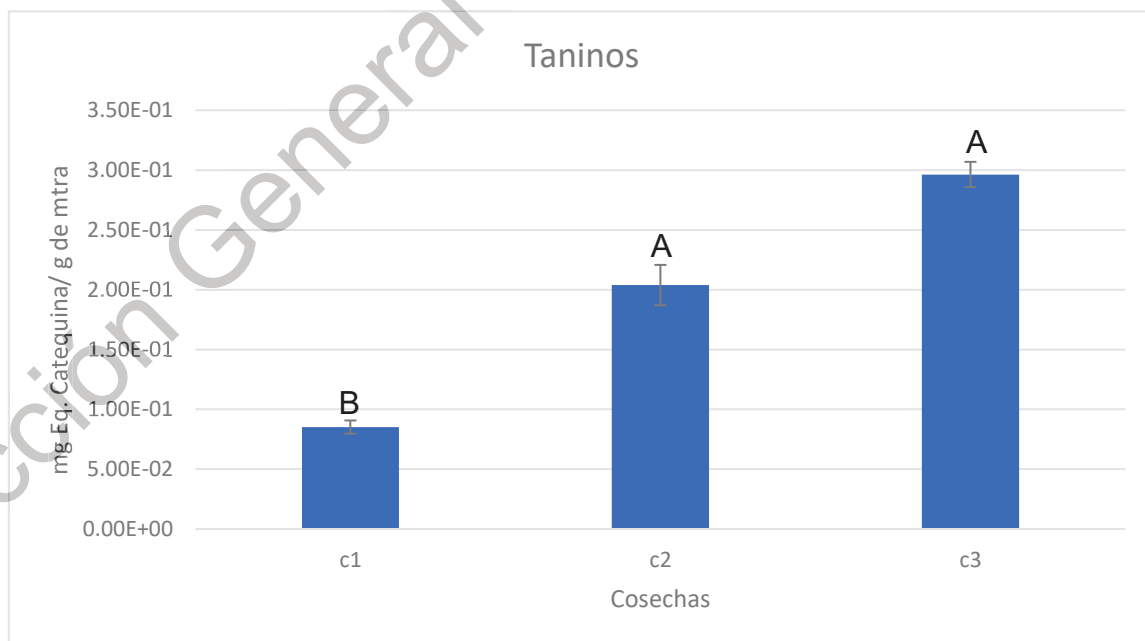
De acuerdo con el estudio ANOVA existieron diferencias significativas en contenido de taninos, se obtuvo una probabilidad de 0.0027, el estudio T student con $p=0.05$ determinó las mismas diferencias entre la primera cosecha con relación las siguientes dos cosechas.

La mayor cantidad de taninos se obtuvieron en la cosecha 3 con un promedio de 0.2963 mg Eq. Catequina/g de mtra, seguido de la cosecha 2 con un promedio de 0.2039 mg Eq. Catequina/g de mtra l y al último la cosecha 1 con una media de 0.0852 mg Eq. Catequina/ g de mtra (Figura 5.1.5.1.).

Se puede observar claramente que el contenido de taninos va de menor a mayor con relación a las cosechas.

En este caso no existe documentación parecida para hacer contraste con los resultados, sería importante para comparar y/o corroborar resultados.

Figura 5.1.5.1. Promedio de contenido taninos condensados de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de taninos en mg Equivalentes de catequina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.6. Flavonoides totales

El estudio de flavonoides totales se realizó después de congelar los hongos, el método espectrofotométrico que se utilizó para la cuantificación de flavonoides totales es el descrito por (Oomah, Cardador, & Loarca, 2005).

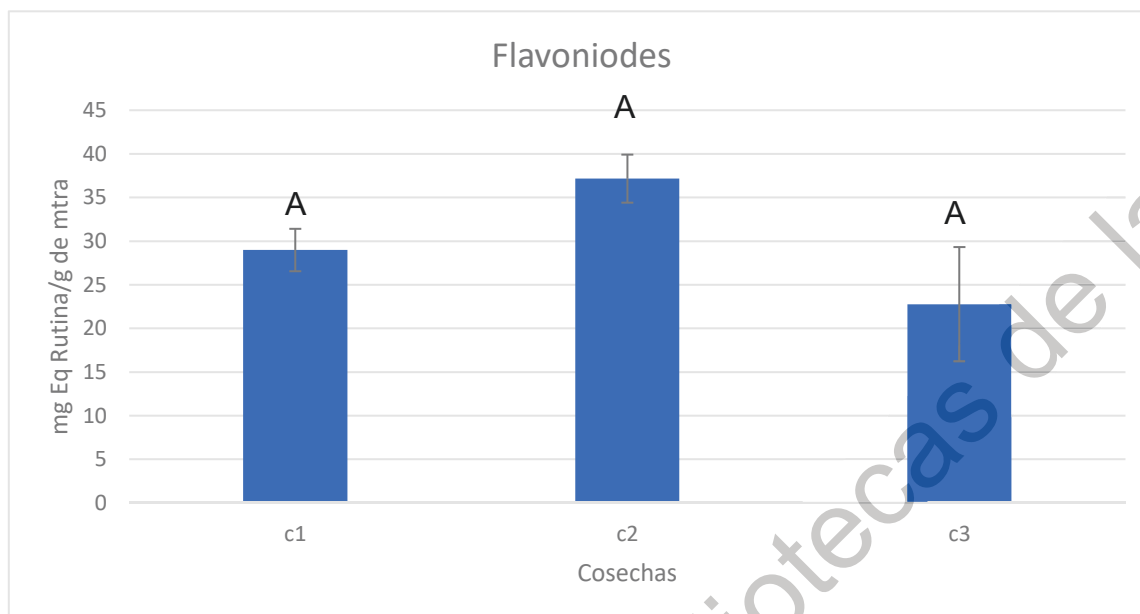
De acuerdo con el estudio ANOVA no hay grandes diferencias entre las cosechas, este nos arrojó una probabilidad de 0.3272.

Por el estudio realizado T de student con $p=0.05$, se puede observar que no existen diferencias significativas entre las tres cosechas.

Se puede observar en la tabla que la cosecha con mayor contenido de flavonoides es la cosecha 2 con una media de 37.1617 mg Eq Rutina/g de mtra, la siguiente cosecha tiene con más flavonoides es la 1 con 28.9786 mg Eq Rutina/g de mtra y por último la cosecha 3 con 22.7741 mg Eq Rutina/g de mtra (Figura 5.1.6.1.).

Los resultados difieren a lo descrito por Palacios y colaboradores (2011), aunque ellos lo hicieron en forma general sin hacer hincapié a las cosechas o tratamientos usados en los sustratos, en este caso buscaron la concentración de flavonoides en ocho tipos de hongos, incluido *Pleurotus ostreatus*, el contenido total de flavonoides fue evaluado mediante ensayo colorimétrico descrito por (Balbaa, Zaki, & Elshamy, 1974), para calcular la curva de calibración fue utilizada la catequina y se hicieron seis repeticiones. El promedio resultado de este experimento fue de 0.98 mg de catequina sobre gramo de muestra (Palacios, y otros, 2011).

Figura 5.1.6.1. Promedio de contenido flavonoides totales de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de flavonoides en mg Equivalentes de Rutina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.7. Actividad antioxidante por la técnica de DPPH

El estudio de actividad antioxidante fue realizado una vez que se tenía congelados los carpóforos, fue por una técnica complicada originalmente descrito por (Brand-Williams , Cuvelier , & Berset , 1995) y modificado por (Fukumoto & Mazza, 2000) adaptado para su uso en microplaca.

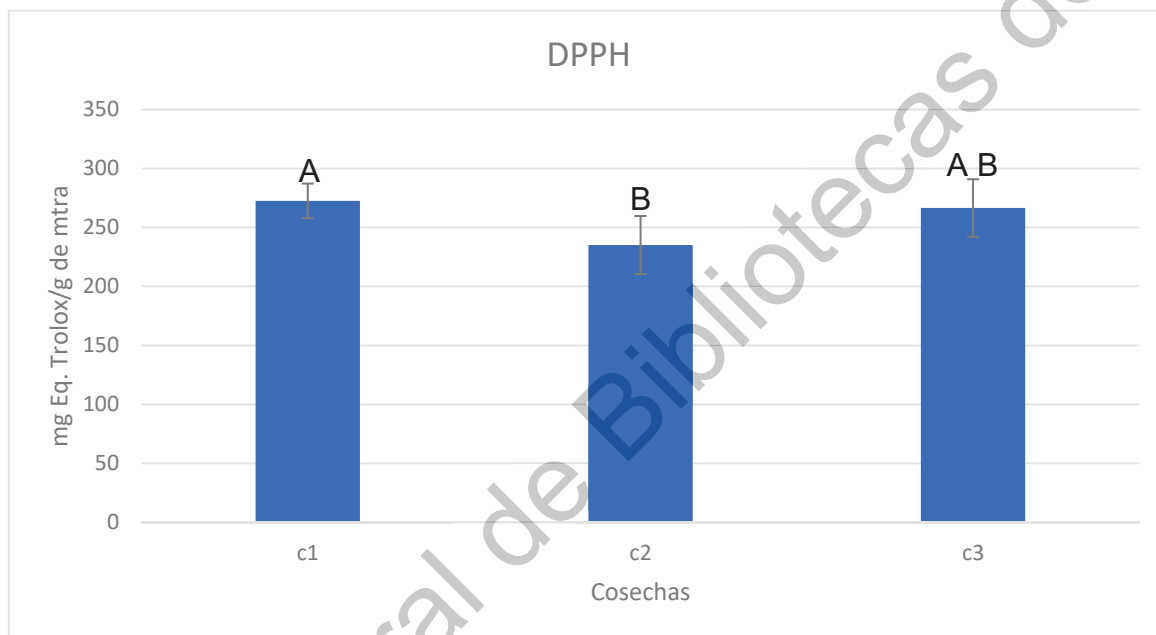
De acuerdo con el estudio ANOVA no existen diferencias significativas en el contenido de capacidad antioxidante por medio de DPPH entre las cosechas 1 y 3, ya que se produjo una probabilidad de 0.0527, y con el estudio T de student con $p=0.05$, se obtuvo el mismo resultado. Sin embargo, la cosecha 2 si muestra una diferencia significativa con la cosecha 1.

Se puede observar que la cosecha 1 tiene un mayor contenido DPPH con 272.5026 mg Eq. Trolox/g de mtra, seguido de la cosecha 3 con una media de

266.4544 mg Eq. Trolox/ g de mtra y la cosecha con menor contenido fue la 2 con un promedio de 235.0865 mg Eq. Trolox/ g de mtra (Figura 5.1.7.1.). Se puede observar en la gráfica que realmente no hubo una diferencia entre las cosechas.

Para este caso no existe documentación parecida para hacer la comparación de resultados.

Figura 5.1.7.1. Promedio contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH en mg Equivalentes de Trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.8. Porcentaje de inhibición DPPH

Este apartado se calculó a la par de realizar el método de actividad antioxidante por DPPH, esta se calculó como porcentaje de decoloración de DPPH, usando la siguiente ecuación:

$$\% \text{ inhibición} = \frac{\text{Abs. inicial} - \text{Abs. final}}{\text{Absinicial}} * 100$$

Donde A_{muestra} es la absorbancia de la muestra a 532nm y A_{inicial} es la absorbancia del control (ausencia de antioxidante).

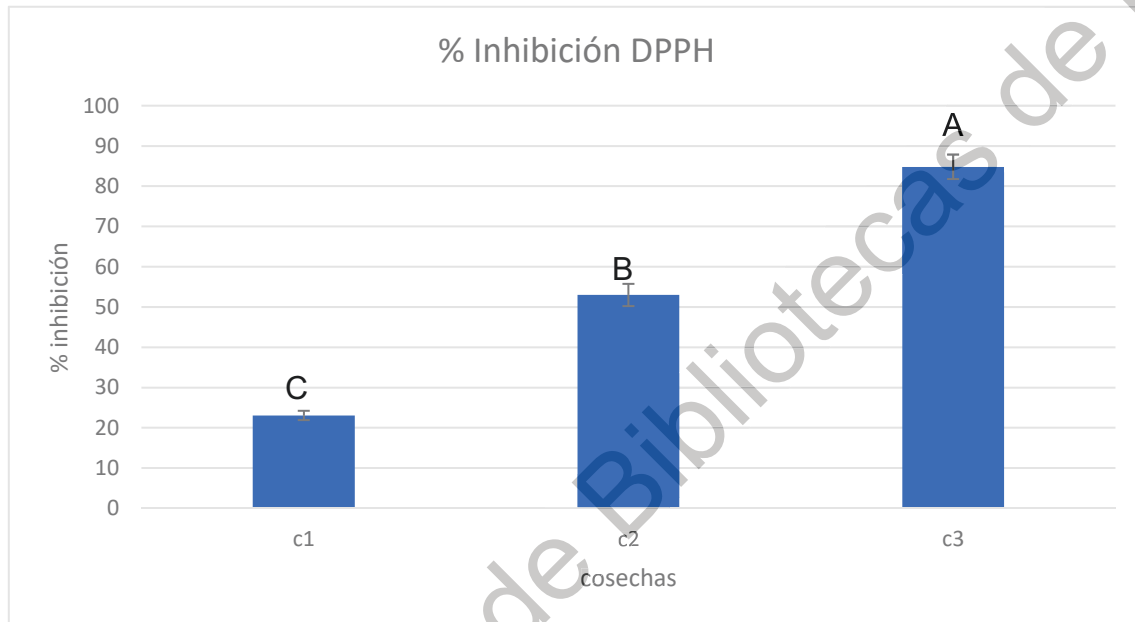
Según los datos obtenidos del porcentaje de inhibición DPPH se pudo determinar por medio de un estudio ANOVA que si existen diferencias significativas entre las cosechas ya que se obtuvo una probabilidad menor a 0.0001, con el estudio T de student con $p=0.05$, se corroboró los resultados.

La cosecha con mayor porcentaje de inhibición fue la cosecha 3 con una media de 84.80%, seguido de la cosecha 2 con un promedio de 52.99% y la cosecha con menor porcentaje fue la 1 con una media de 23.07% (Figura 5.1.8.1.). Se puede observar claramente que el porcentaje fue en aumento con relación a las cosechas.

No existe documentación parecida para hacer la corroboración de los resultados, ya que solo han hecho experimentos de forma general para hongos comestibles, y no de acuerdo a las cosechas como en este caso, sin embargo Kim y colaboradores (2008), buscaron la concentración de compuestos fenólicos y actividades antioxidantes de hongos comestibles y medicinales de Corea, en este caso también encontraron el porcentaje de inhibición incluyendo del hongo *Pleurotus ostreatus*, ellos mezclaron cinco gramos de polvo de hongo liofilizados con 100 ml de metanol acuoso al 80%, la suspensión se filtró. El extracto se evaporó a temperaturas por debajo de 30 ° C, y el extracto concentrado se liofilizó. Los residuos se disolvieron en metanol acuoso al 80% y se filtraron a través de un filtro de membrana. La actividad de captación de radicales libres se midió utilizando 1,1-difenil-2-picrilhidrazilo (DPPH). Luego se mezclaron 0,25 ml de cada solución de muestra y 2,5 ml de solución de reacción. Las absorbancias se midieron con un espectrofotómetro a 517 nm. La actividad de DPPH se calculó como un porcentaje de inhibición con la siguiente ecuación:

Actividad de captación de radicales libres (%) = $(1 - \text{Absorbancia de muestra} / \text{Absorbancia control}) \times 100$, en el minuto uno ellos obtuvieron 44% de inhibición y para el minuto 30 se obtuvo 51% para el hongo *Pleurotus ostreatus*. Estos resultados se asemejan a los del a cosecha 2 (KIM, y otros, 2008).

Figura 5.1.8.1.0 Promedio de porcentaje de inhibición por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de porcentaje de inhibición por DPPH de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.9. Capacidad antioxidante por la técnica de ABTS

Este parámetro fue obtenido después de congelar los hongos, el método para su cálculo fue el descrito por Nenadis y colaboradores (2004) modificado para su uso en microplaca (Nenadis, Wang, Tsimidou, & Zhang, 2004).

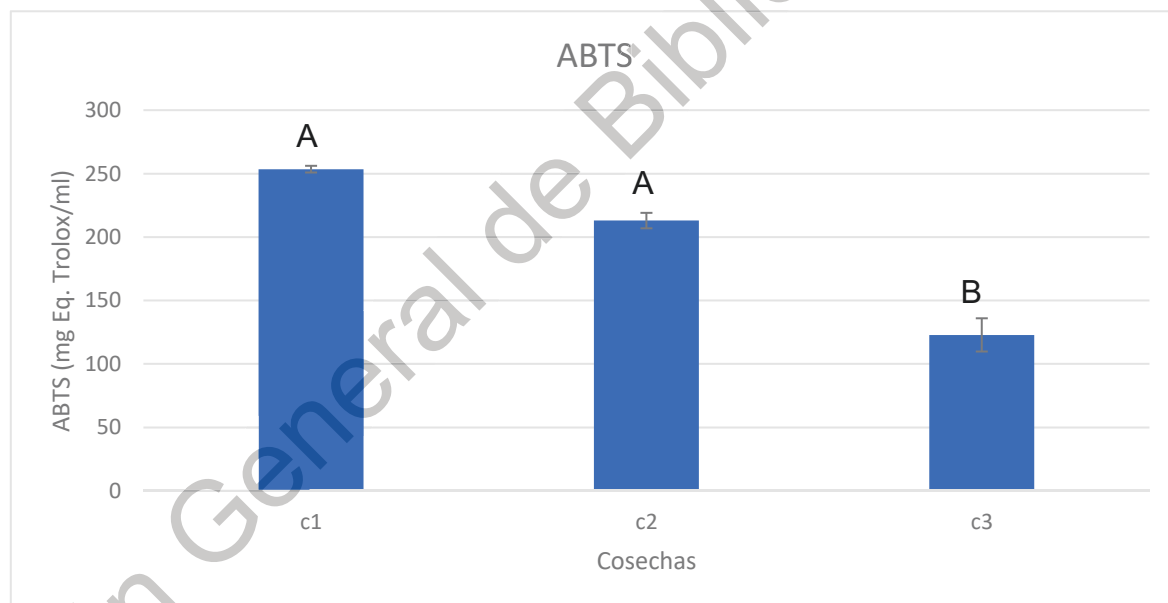
De acuerdo con el estudio ANOVA usando los datos de contenido de capacidad antioxidante con ABTS, se obtuvo una probabilidad de menor a 0.0001,

con el estudio T de student con $p=0.05$ se puede apreciar que, existen diferencias significativas.

La cosecha con mayor capacidad antioxidante con ABTS fue la primera cosecha con 253.5199 mg Eq. Trolox/g de mtra, seguida de la segunda cosecha con 212.9909 mg Eq. Trolox/g de mtra y por último la tercera cosecha con 122.9072 mg Eq. Trolox/g de mtra (figura 5.1.9.1.). Se puede observar que la concentración de capacidad antioxidante por ABTS fue disminuyendo por cada cosecha.

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la capacidad antioxidante por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.1.9.1. Promedio contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS en mg Equivalentes de Trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.1.10. Porcentaje de inhibición ABTS

Este parámetro fue calculado a la par de la técnica para obtener la capacidad antioxidante por ABTS, se calculó de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\% \text{ inhibición} = \frac{\text{Abs. inicial} - \text{Abs. final}}{\text{Absinicial}} * 100$$

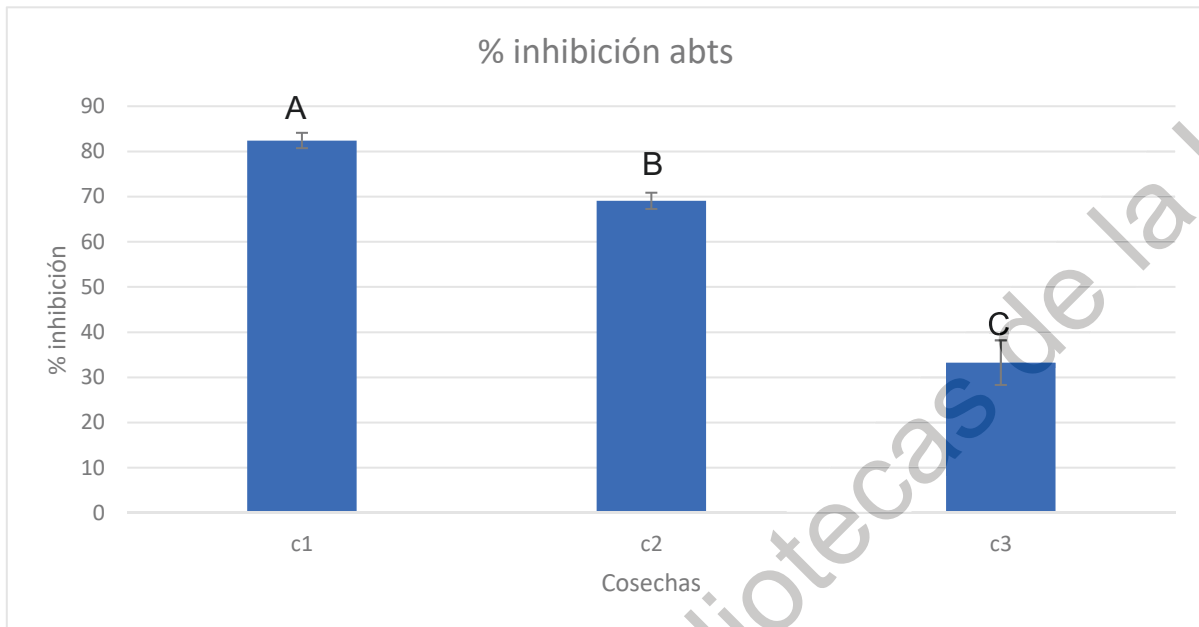
Donde A_{muestra} es la absorbancia de la muestra a 734 nm y A_{inicial} es la absorbancia del control (ausencia de antioxidante).

Según el estudio ANOVA usando los datos de % de inhibición por ABTS, se observa que, existen diferencias significativas, ya que se obtuvo una probabilidad menor a 0.0001, y usando un estudio T de student con $p=0.05$.

La primera cosecha obtuvo en mayor porcentaje de inhibición con 82.42%, después la cosecha dos con 69.06% y al último la cosecha 3 con 32.25% (Figura 5.1.10.). Se observa que el porcentaje de inhibición fue decreciendo de acuerdo avanzaban los días para las cosechas.

No se han encontrado experimentos similares para encontrar el porcentaje de inhibición por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.1.10.1. Promedio de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de porcentaje de inhibición por ABTS de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2. Análisis de los parámetros por tratamiento

Se hizo un análisis de los hongos ahora por tratamiento, esta vez sin importar las cosechas, en este caso se utilizaron todos los hongos cosechados y se evaluaron las cinco mezclas de 100% agave, 75/25% agave-cebada, 50/50% agave-cebada, 75/25% cebada-agave y 100% cebada.

5.2.1. Determinación de días para la cosecha de acuerdo con el tipo de tratamiento

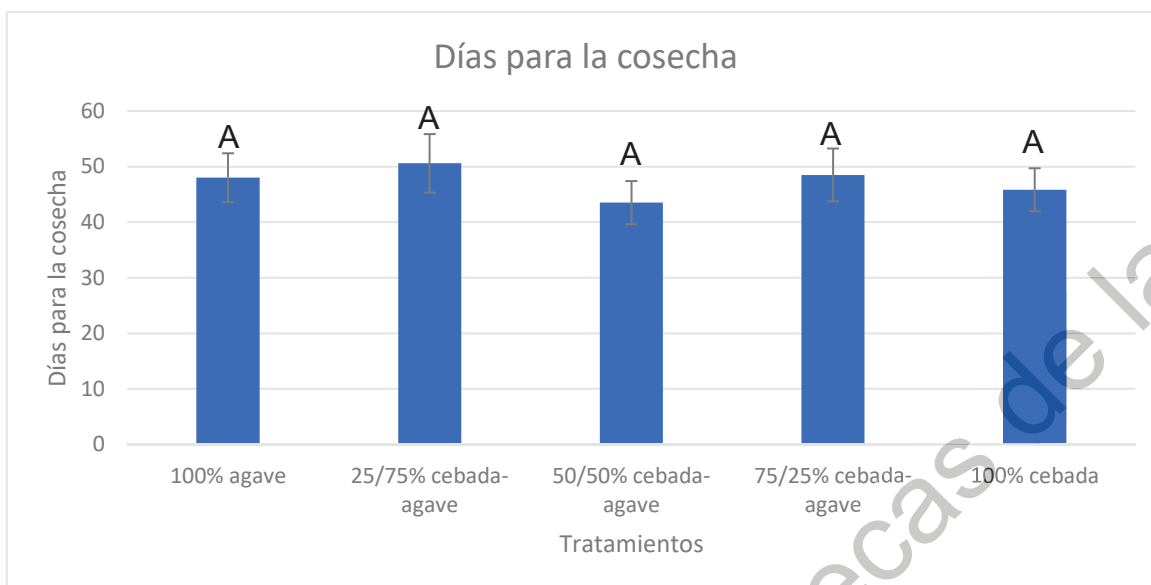
Para este parámetro se contabilizaron los días en total para la aparición de los cuerpos fructíferos, sin importar que hubo tres cosechas y se hizo un promedio de cada tratamiento, esto con la finalidad de encontrar el mejor tratamiento en cuestión de rapidez en la aparición de primordios.

Según los datos obtenidos de los días para la cosecha se pudo determinar por medio de un estudio ANOVA que no hay diferencias entre los tratamientos ya que se obtuvo una probabilidad de 0.8311 y con un estudio T de student con $p=0.05$, se determinó el mismo resultado.

De acuerdo a los días para las tres cosechas, no existen diferencias significativas para ningún tratamiento, aunque el mejor tratamiento sigue siendo la mezcla de 50/50% cebada-agave con un promedio de 43.5 días, seguido del tratamiento 5 de 100% cebada con 45.83 días de promedio, después sigue el tratamiento 1 de 100% agave con 48 días de promedio, muy pegado a este le sigue el tratamiento 4 75/25%cebada-agave con 48.5 días de promedio y por último la mezcla de 25/75%cebada-agave con 50.583 días de promedio (Figura 5.2.1.1.).

Estos resultados se asemejan a lo que hicieron Cayetano-Catarino y Bernabé-González (2008), estos cultivaron dos cepas de *Pleurotus spp.* sobre residuos de las cosechas de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa*), plátano (*Musa paradisiaca*) y paja de arroz (*Oryza sativa*), con tres mezclas TJ = Tallo seco de Jamaica; TJA = Tallo seco de Jamaica y paja de arroz (2:1); PPF = Pseudotallo y hojas frescas de plátano fermentado durante 14 días, esto se hizo con 4 kilos de sustrato húmedo y con 5% de inóculo. En cuanto a los días de producción en tres cosechas, no se encontraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos, los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza bifactorial y se realizó la comparación de medias a través de la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha = 0.05$), teniendo con mejor tratamiento la mezcla de TJA con un promedio de 50.2 días para la producción total, y el tratamiento con más días fue el de PPF con una media de 56 días (Cayetano-Catarino & Bernabé-González, 2008).

Figura 5.2.1.1. Promedio de Días para la obtención de cosecha utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de días para la cosecha de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.2. Determinación de peso por tratamiento

Se determinó el peso de los hongos cosechados en fresco, en este caso se evaluó este parámetro por tratamiento en total de las tres cosechas y se hizo un promedio.

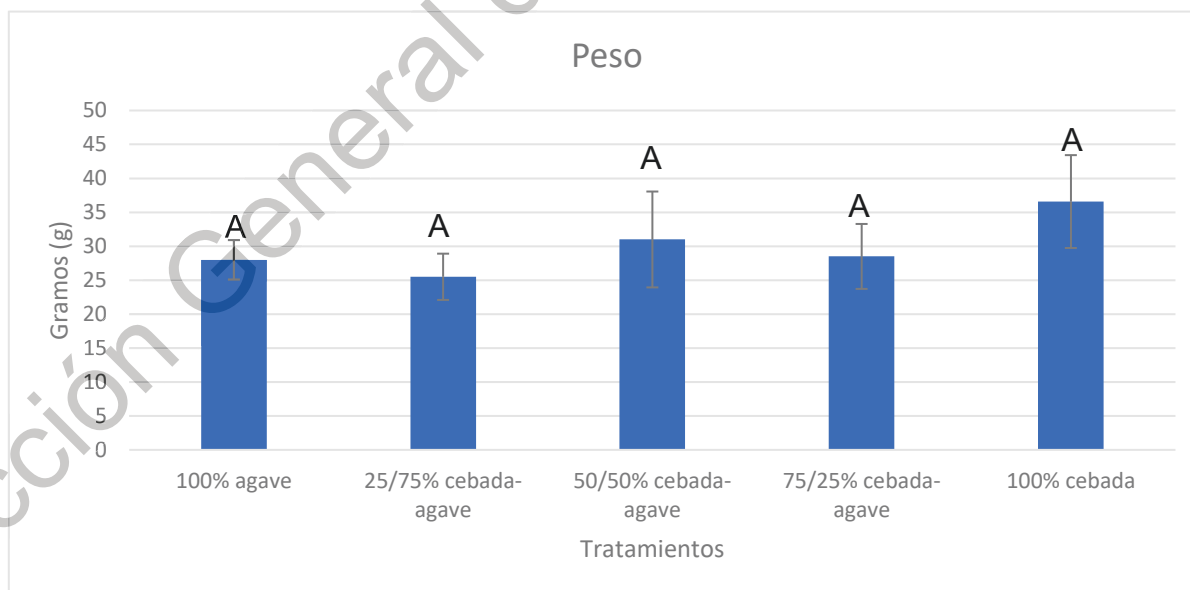
Usando los datos de peso para el total en todos los tratamientos se determinó con un estudio ANOVA, que no existen diferencias entre las mezclas ya que se obtuvo una probabilidad de 0.6402, y con un estudio T de student con $p=0.05$, se corroboraron los resultados.

En este caso el mejor tratamiento con mayor peso fue el 100% cebada con un promedio de 36.58 g entre las tres cosechas, seguido del tratamiento 50/50% cebada-agave con una media de 31 g, le sigue el tratamiento 75/25% cebada-agave con 28.5 g de promedio, seguido del tratamiento 100% agave con 28 g y por último la mezcla 75/25% agave-cebada con 25.5 g (Figura 5.2.2.1.).

En la gráfica se observa que a pesar de que el tratamiento 100% cebada es el nivel más alto, realmente no se observa diferencias significativas.

Los resultados son similares a los hechos por López-Rodríguez y otros (2006), evaluaron el crecimiento y producción de hongo *Pleurotus ostreatus* sobre residuos agroindustriales como lo son capacho de uchuva, cáscara de arveja y tusa de maíz, sin hacer mezclas, el sustrato se empacó en bolsas de polietileno y se inoculó con 30 gramos de semillas adquiridas comercialmente, se obtuvieron tres cosechas. En este caso tampoco hubo diferencias significativas entre los sustratos, en este caso el análisis ANOVA obtuvo una probabilidad de 7.393×10^{-8} y con la prueba t de student se determinó que ninguno de los residuos analizados, superaron al cultivo control ya que no existió diferencia estadísticamente significativa entre éstos. Aunque en este caso el mejor tratamiento fue capacho de uva con un promedio de 761 gramos, seguido de la cascara de arveja con 686 gramos y por último la tuza de mazorca de maíz con 567 gramos de promedio (López-Rodríguez, Hernández-Corredo, Suárez-Franco, & Borrero, 2006).

Figura 5.2.2.1. Promedio de peso de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de peso en gramos de hongos en las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.3. Medición del área en cm^2 por tratamiento

Se evaluaron las medidas de los hongos en fresco, con la finalidad de encontrar un área de estos, en este caso se usaron los promedios en total de las tres cosechas.

De acuerdo con los datos obtenidos de medición de los hongos ancho por alto se obtuvo una medición en cm^2 de los carpóforos, con esto se realizó un estudio ANOVA que no arrojó una diferencia significativa entre los tratamientos ya que se obtuvo una probabilidad de 0.7008, con el estudio T de student con $p=0.05$, se corroboró este resultado.

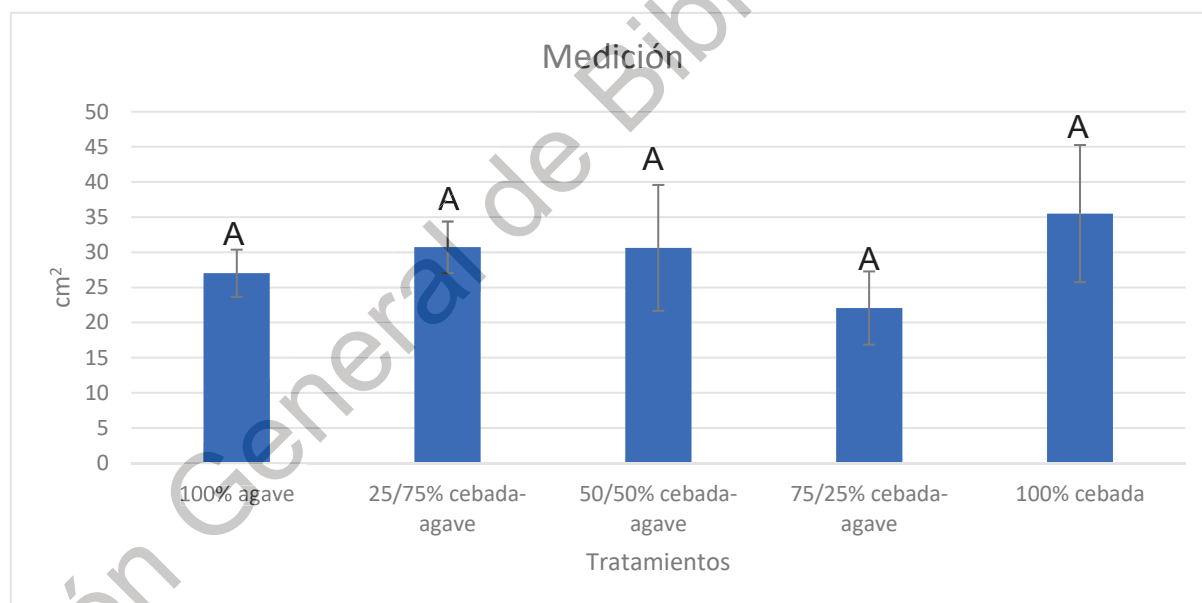
Sin embargo se observó que el tratamiento del mejor tratamiento fue el de 100% cebada con una media de 35.5 cm^2 , seguido del tratamiento 25/75% agave-cebada con promedio de 30.70833333 cm^2 , muy pegado a este, sigue el tratamiento 50/50% agave-cebada con 30.625 cm^2 , el siguiente tratamiento es el de 100% agave con 27.0125 cm^2 y por último el tratamiento con la mezcla 75 /25% cebada-agave con 22.0625 cm^2 (Figura 5.2.3.1.).

Los resultados se asemejan a los resultados por López-Rodríguez y colaboradores (2006), evaluaron el crecimiento y producción de hongo *Pleurotus ostreatus* sobre residuos agroindustriales como lo son capacho de uchuva, cáscara de arveja y tusa de maíz, sin hacer mezclas, el sustrato se empacó en bolsas de polietileno y se inoculó con 30 gramos de semillas adquiridas comercialmente, se obtuvieron tres cosechas. La determinación del tamaño de los carpóforos se llevó a cabo por medio de la medición manual del diámetro de cada uno de los hongos cosechados por cada bloque de sustrato evaluado, según los datos obtenidos del tamaño de los carpóforos se pudo determinar por medio de ANOVA que no hubo diferencia estadísticamente significativa con una probabilidad igual a 0.003 y con la prueba t de student se determinó que ninguno de los

residuos analizados superaron al cultivo control, ya que no existió diferencia estadísticamente significativa entre estos, indicando que el sustrato no influyó en el desarrollo del diámetro de los carpóforos. Se pudo determinar que el mejor sustrato en este caso que el mejor sustrato fue el de capacho de uchuva con un promedio de 5.81 centímetros, seguido de la tuza de mazorca de maíz con promedio de 5.53 centímetros y por último el sustrato de cascara de arveja con promedio de 5.81 centímetros (López-Rodríguez, Hernández-Corredo, Suárez-Franco, & Borrero, 2006).

En este caso no hubo deformaciones en los carpóforos evaluados y se observó que la mayoría de los hongos eran similares entre sí en cuestión de tamaño entre 22 a 35 cm².

Figura 5.2.3. Promedio de medición de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp*



Las barras indican el promedio de medición en cm² de hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.4. Fenoles totales por tratamiento

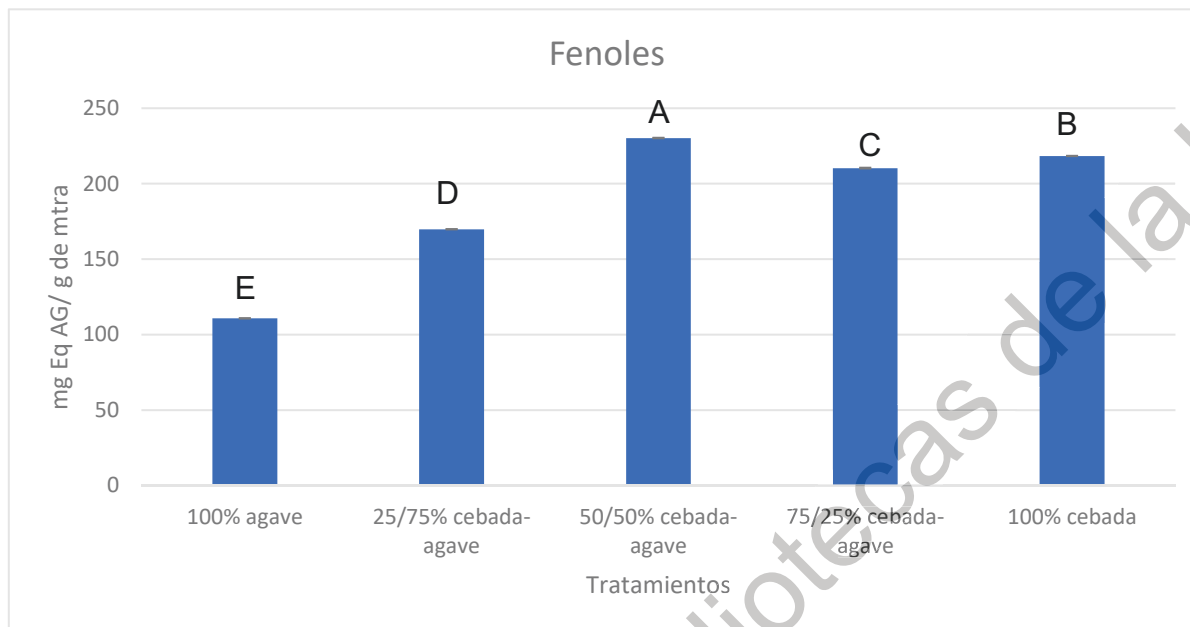
Se utilizaron los promedios de los resultados de la cuantificación de fenoles para encontrar los mejores tratamientos para este parámetro.

De acuerdo con los datos obtenidos de contenido de compuestos fenólicos, se determinó por medio de un estudio ANOVA que existen diferencias significativas entre los cinco tratamientos, con un estudio T de student con $p=0.05$ se determinó el mismo resultado.

En este caso el tratamiento con mayor contenido de fenoles fue el tratamiento 50/50% agave-cebada con una media 230.2708 mg Eq AG/g de mtra, seguido de los tratamientos 100% cebada y 75/25% cebada-agave con valores similares pero con diferencia significativa entre ellos (218.3708 y 210.3445 mg Eq AG/ g de mtra, respectivamente), el tratamiento de 25/75%cebada-agave presentó un valor de 169.8356 mg Eq AG/ g de mtra y por último el tratamiento 100% agave con la menor cantidad de compuestos fenólicos con 110.8232 mg Eq AG/ g de mtra (figura 5.2.4.1.). Estos resultados se pueden observar en la figura 5.2.4, donde se observa que existe diferencia significativa entre los diversos tratamientos.

Existe documentación que demuestra que existen compuestos fenólicos en los carpóforos de los hongos de *Pleurotus spp.* aunque exactamente con tratamientos usados en sustratos, no existen datos notificados, sin embargo como ya se divulgo, lo realizado por Kim y colaboradores (2008), demostraron que, si existen compuestos fenólicos dentro de los carpóforos, ya que obtuvieron un promedio de 61 $\mu\text{g/g}$ (KIM, y otros, 2008). Y además Palacios y colaboradores (2011) demostraron que si existen compuestos fenólicos en los carpóforos de hongo *Pleurotus* con un promedio de 1.5 mg Equivalentes de Ácido Gálico/gramo de muestra (Palacios, y otros, 2011).

Figura 5.2.4.1. Promedio de contenido fenoles de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp*



Las barras indican el promedio de contenido de fenoles en mg Equivalentes de Ácido Gálico/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.5. Taninos condensados por tratamiento

En este caso se obtuvieron las medias de los tratamientos, esto con la finalidad de contrastar entre los tratamientos, para obtener el mejor de estos y determinar su viabilidad.

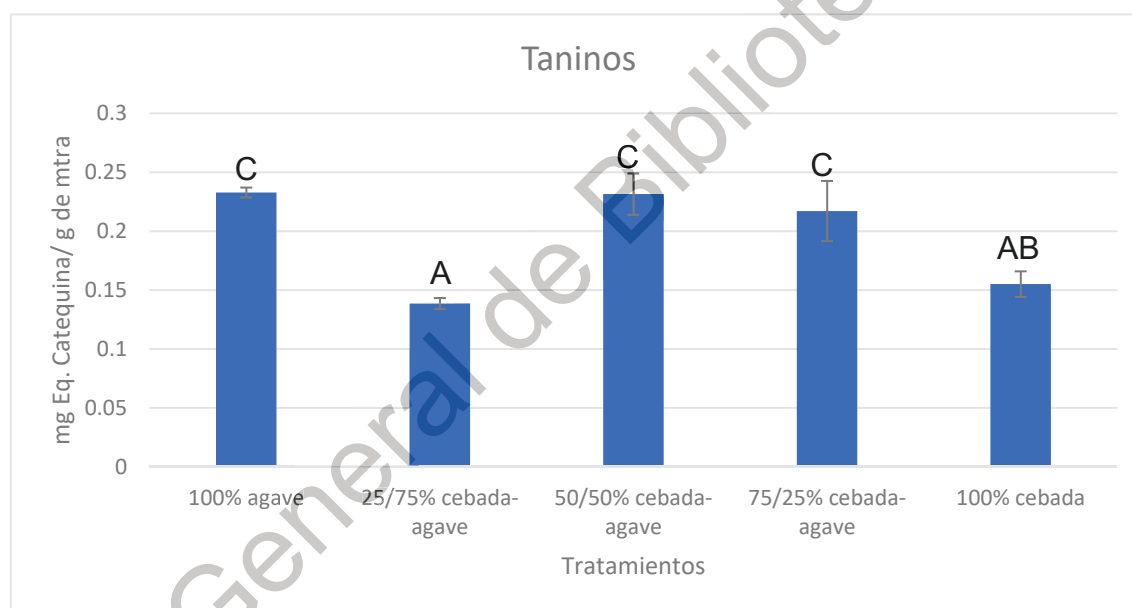
De acuerdo con los datos obtenidos en el contenido de taninos entre los diferentes tratamientos, se determinó por medio de un estudio ANOVA que los tratamientos 100%cebada y 25/75% cebada-agave presentan una diferencia significativa con respecto al resto de los tratamientos, de igual manera el estudio T de student con $p=0.05$ determino el mismo resultado.

Los resultados indican que el mejor tratamiento en el contenido de taninos es el de 100% agave con una media de 0.2328 mg Eq. Catequina/ g de mtra,

seguido del tratamiento 50/50% agave-cebada con promedio de 0.2314 mg Eq. Catequina/ g de mtra, después va el tratamiento 75/25% cebada-agave con promedio de 0.2170 mg Eq. Catequina/ g de mtra, le sigue el tratamiento de 100% cebada con 0.1550 mg Eq. Catequina/ g de mtra y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con una media de 0.1386 mg Eq. Catequina/ g de mtra (figura 5.2.5.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la concentración de taninos de hongos comestibles. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.2.5.1. Promedio de contenido de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de taninos en mg Equivalentes de Catequina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.6. Flavonoides totales por tratamiento

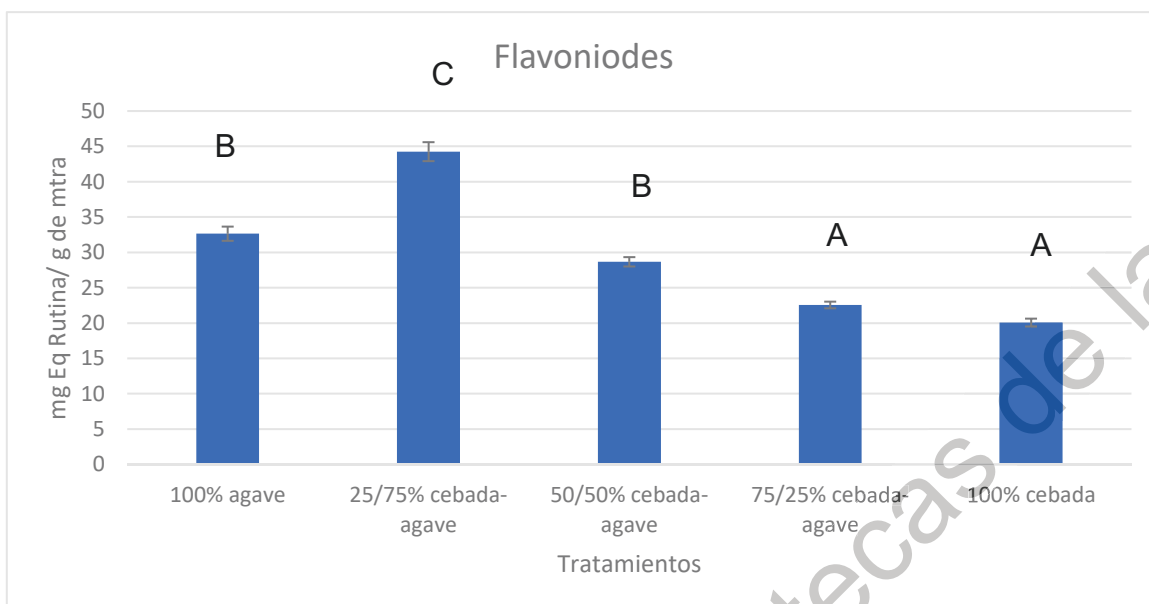
De igual manera se determinaron los promedios de los resultados de cuantificación de flavonoides en los distintos tratamientos, esto sin importar de que cosecha eran los hongos.

De acuerdo con los datos obtenidos en el contenido de flavonoides en los distintos tratamientos, se determinó con un estudio ANOVA que existe diferencia significativa entre los tratamientos, el análisis T de student con $p=0.05$ se llegó al mismo resultado.

En este caso el mejor tratamiento fue la mezcla de 25/75% cebada-agave con una media de 44.2516 mg Eq Rutina/ g de mtra, seguido del tratamiento 100% agave con un promedio de 32.6406 mg Eq Rutina/ g de mtra, en seguida va el tratamiento de 50/50% agave-cebada con 28.6676 mg Eq Rutina/ g de mtra, después sigue el tratamiento 75/25% cebada-agave con una media de 22.5578 mg Eq Rutina/ g de mtra y por último el tratamiento de 100% cebada con promedio de 20.0729 mg Eq Rutina/ g de mtra (Figura 5.2.6.1.).

No se han encontrado resultados similares, ya que los artículos y trabajos solo hacen hincapié a lo general, y no existen resultados por tratamiento como en este caso, sin embargo, Palacios y colaboradores (2011) obtuvieron como resultado 0.98 mg de catequina sobre gramo de muestra en el hongo *Pleurotus ostreatus* (Palacios, y otros, 2011).

Figura 5.2.6.1. Promedio de contenido de flavonoides de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de flavonoides en mg Equivalentes de rutina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.7. Determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH por tratamiento

Se obtuvo una media de los datos obtenidos de capacidad antioxidante por DPPH, esto con la finalidad de obtener el mejor tratamiento y hacer un contraste entre estos.

En cuanto al nivel de capacidad antioxidante por medio de estudio DPPH, se determinó por medio de un estudio ANOVA que el tratamiento 100% cebada presenta diferencia significativa con respecto al resto de los tratamientos, resultado que fue corroborado con un estudio T de student.

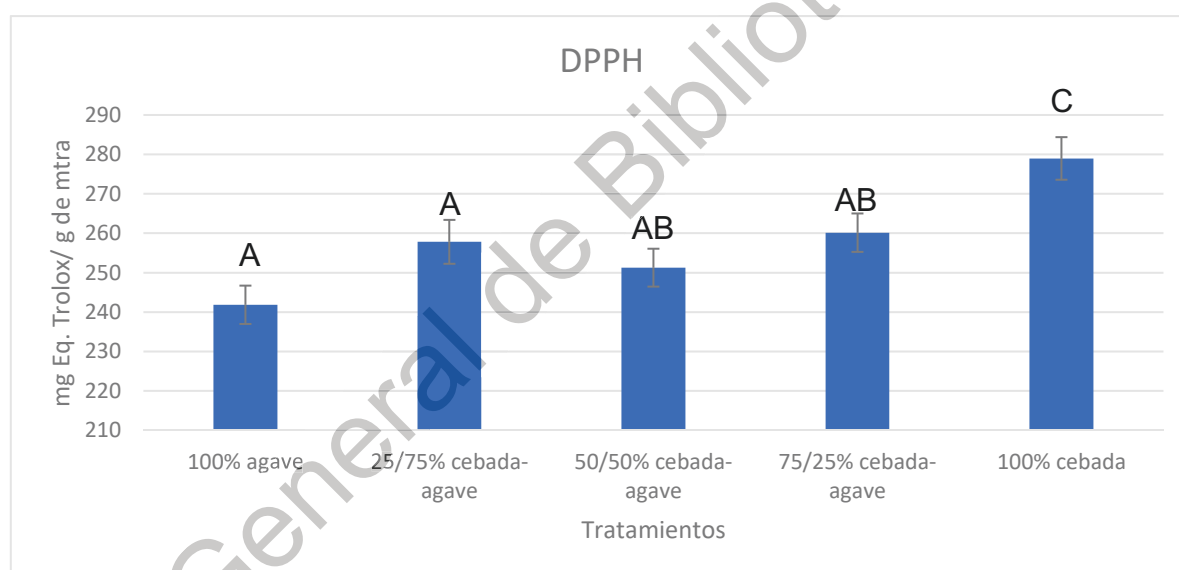
El mejor tratamiento para este estudio fue el de 100% cebada ya que obtuvo una media de 278.9786 mg Eq. Trolox/ g de mtra, le sigue el tratamiento con la mezcla de 75/25% cebada-agave con un promedio de 260.1469 mg Eq. Trolox/ g de mtra, el siguiente tratamiento es la mezcla de 25/75% cebada-agave

con media de 257.8248 mg Eq. Trolox/ g de mtra, el siguiente tratamiento es la mezcla de 50/50% agave-cebada con 251.2201 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento 100% agave con 241.8519 mg Eq. Trolox/ g de mtra (Figura 5.2.7.1.).

Se puede notar en la gráfica que mediante incrementaba el porcentaje de cebada se obtenía una mayor proporción de capacidad antioxidante por el método DPPH.

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la capacidad antioxidante por DPPH. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.2.7.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH en mg Equivalentes de Trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.8. Determinación del porcentaje de inhibición DPPH por tratamiento.

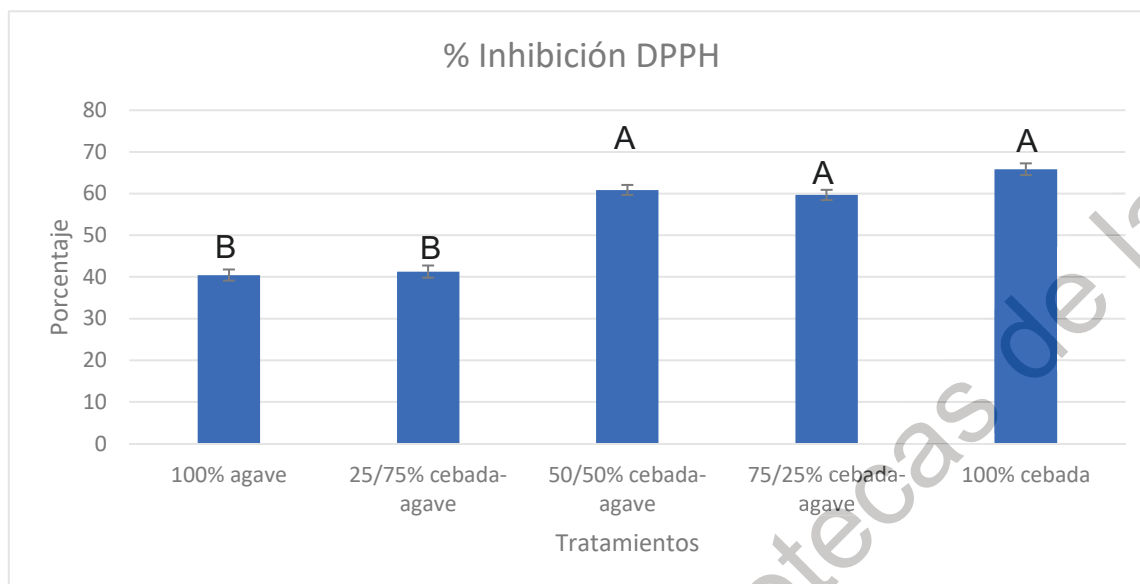
Con los datos obtenidos en la determinación de capacidad antioxidante, a la par se obtuvo el porcentaje de inhibición por DPPH, se determinó la media y se analizaron los tratamientos.

De acuerdo con los datos obtenidos de porcentaje de inhibición por DPPH, se determinó la probabilidad por medio de un estudio ANOVA, este nos arrojó que solo los tratamientos de 100% agave y 25/75% cebada-agave presentan diferencia significativa con respecto al resto de los tratamientos. Mismo resultado que se comprobó con el estudio T de student con $p=0.05$.

En este caso el mejor tratamiento con mayor porcentaje de inhibición fue el de 100% cebada con una media de 65.8469%, le sigue el tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 60.8749%, después le sigue el tratamiento de 75/25% cebada-agave con una media de 59.6686%, posteriormente el tratamiento 25/75% cebada-agave con 41.2748% de promedio y por último el tratamiento de 100% agave con 40.4447% (figura 5.2.8.1.).

Los resultados se asemejan a lo realizado por Kim y colaboradores (2008), que encontraron el porcentaje de inhibición por DPPH de hongos comestibles y medicinales de Corea, incluyendo del hongo *Pleurotus ostreatus*, en el minuto uno, obtuvieron 44% de inhibición y para el minuto 30 se obtuvo 51% para el hongo *Pleurotus ostreatus* (KIM, y otros, 2008).

Figura 5.2.8.1. Promedio de porcentaje de inhibición por DPPH de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de porcentaje de inhibición por DPPH de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado +- Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.9. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de ABTS por tratamiento.

De igual forma se determinó la capacidad antioxidante por ABTS y se obtuvo un promedio de cada tratamiento en total.

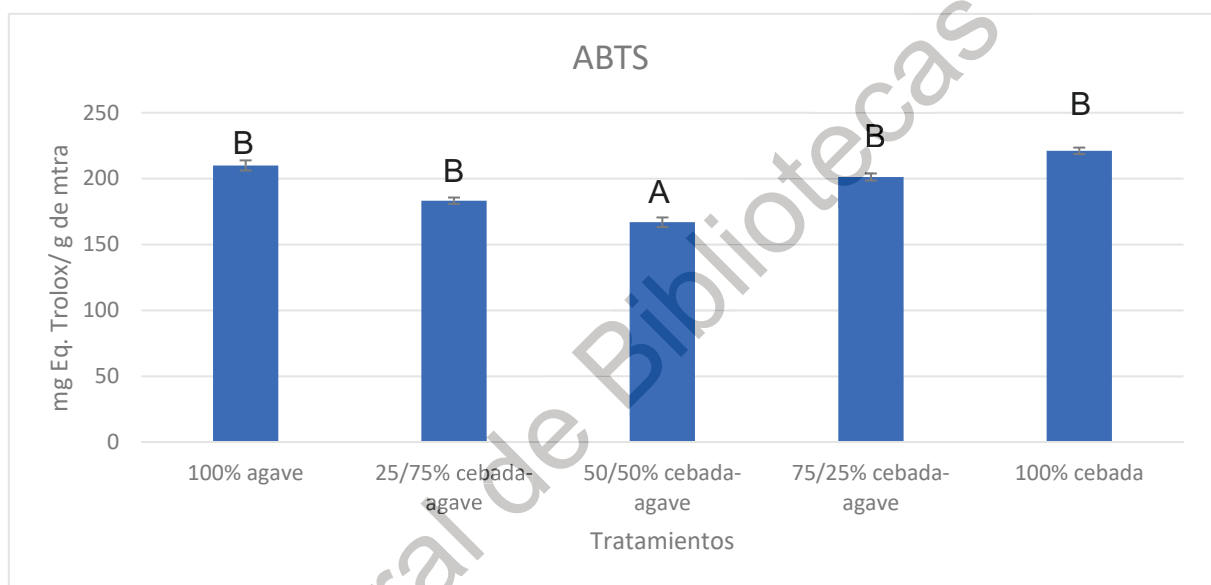
Con los datos obtenidos de capacidad antioxidante por medio de ABTS se llevó a cabo un estudio ANOVA, este nos dio el resultado del tratamiento 50/50% cebada-agave presenta diferencia significativa con respecto al resto de los tratamientos, con el estudio T de student con $p=0.05$ se corroboró este resultado.

La mayor concentración la presentó el tratamiento con 100% cebada con una media de 221.0797 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente el tratamiento con 100% agave con media de 209.9886 mg Eq. Trolox/ g de mtra, el tercer mejor puesto lo ocupa la mezcla de 75/25% cebada-agave con media de 201.1911 mg

Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente la mezcla de 25/75% cebada-agave con promedio de 183.2437 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento de 50/50% cebada-agave con una media de 166.8604 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.2.9.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la capacidad antioxidante por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.2.9.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS en mg Equivalentes de Trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.2.10. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de ABTS por tratamiento

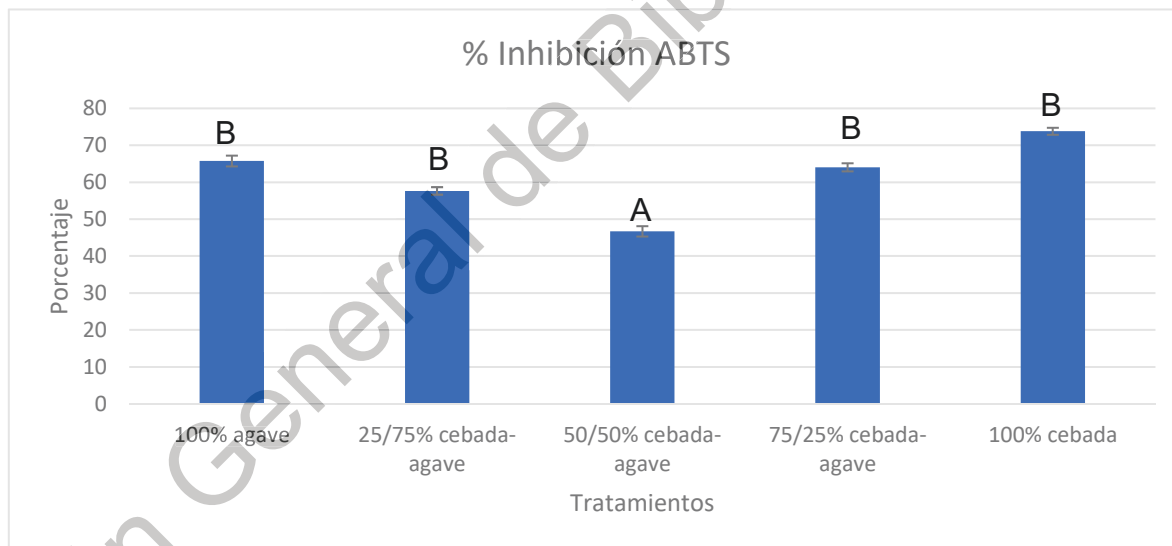
Al momento de obtener los resultados de capacidad antioxidante por ABTS, también se obtuvo los porcentajes de inhibición, con estos datos se determinó el contraste entre los tratamientos. Con los datos obtenidos de porcentaje de inhibición por ABTS se determinó que existe la misma tendencia, ya

que con un estudio ANOVA se determinó el tratamiento 50/50% presenta una diferencia significativa con respecto al resto de los tratamientos y un estudio T de student con $p=0.05$ dio el mismo resultado.

El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con un promedio de porcentaje de inhibición de 73.7893%, seguido del tratamiento de 100% agave con media de 65.7381%, después sigue el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 64.0284%, posteriormente la mezcla de 25/75% cebada-agave con 57.6426% y por último la mezcla de 50/50% cebada-agave con 46.6891% (figura 5.2.10.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar el porcentaje de inhibición por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.2.10. Promedio de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos en las cosechas utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el contenido de porcentaje de inhibición por ABTS de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3. Análisis de los diferentes parámetros correlacionando cosecha y tratamiento

En este caso el análisis fue más particular, ya que en este caso se hizo la correlación entre cosechas y tratamientos, evaluando los distintos parámetros ya descritos anteriormente.

5.3.1. Determinación de los días para la cosecha por tratamiento.

En este caso se hizo una correlación este con el fin de obtener el contraste entre los tratamientos para cada cosecha, en este apartado se obtuvo el dato de contabilización de días para las tres cosechas.

De acuerdo con la cosecha número 1 no existen diferencias significativas entre los tratamientos, ya que el estudio ANOVA nos dio una probabilidad de 0.8262 y el estudio T de student con $p=0.05$ dio el mismo. El tratamiento con un menor números de días para la primera cosecha es la mezcla de 50/50% cebada-agave con un promedio de 29.5 días, seguida de la mezcla de 25/75% cebada-agave y la mezcla de 25/75% agave-cebada empatadas con un promedio de 31 días para la cosecha, le sigue el tratamiento 1 de 100% agave con un promedio de 31.5 días y por ultimo está el tratamiento 5 de 100% cebada con un promedio de 34.5 días (figura 5.3.1.1.).

Se ha hecho un contraste con otros resultados como en el caso de Cayetano-Catarino y Bernabé-González (2008), estos cultivaron dos cepas de *Pleurotus spp.* una de *Pleurotus ostreatus* y otra de *Pleurotus pulmonarius* sobre residuos de las cosechas de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa*), plátano (*Musa paradisiaca*) y paja de arroz (*Oryza sativa*), con tres mezclas TJ = Tallo seco de Jamaica; TJA = Tallo seco de Jamaica y paja de arroz (2:1); PPF = Pseudotallo y hojas frescas de plátano fermentado durante 14 días, esto se hizo con 4 kilos de sustrato húmedo y con 5% de inóculo. De igual forma se llevaron a cabo tres cosechas, se llevó a cabo el conteo de los días para la formación de primordios, los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza bifactorial y se realizó la comparación de medias a través de la prueba de rango múltiple de Tukey ($\alpha = 0.05$). a diferencia de lo obtenido con nuestro experimento, en este caso si hubo diferencias significativas, teniendo para la cepa de *Pleurotus ostreatus* el mejor

sustrato fue el de TJA con un promedio de 17.4 días para aparición de primordios, seguido del sustrato TJ con 18.2 días de promedio y por último el sustrato de PPF con promedio de 27 días, para la cepa de *Pleurotus pulmonarius* el mejor sustrato fue el de TJ con un promedio de 19.4 días para aparición de primordios, seguido del sustrato TJA con 22 días de promedio y por último el sustrato de PPF con promedio de 26.2 días (Cayetano-Catarino & Bernabé-González, 2008).

Para la cosecha numero 2 tampoco hay diferencias significativas entre los tratamientos, ya que el estudio ANOVA nos arrojó una probabilidad de 0.3411 y el estudio T de student con $p=0.05$ nos corroboró este resultado. Siendo el mejor tratamiento el número 5 de 100% cebada con un promedio de 41 días, seguida del tratamiento de 50/50% cebada-agave con un promedio de 42 días, en seguida va el tratamiento 1 de 100% agave con un promedio de 46 días, en cuarto lugar, va el tratamiento 4 de 75/25% cebada-agave con 47 días de promedio y por último el 25/75% cebada-agave con un promedio de 48.75 días para la segunda cosecha (figura 5.3.1.1.).

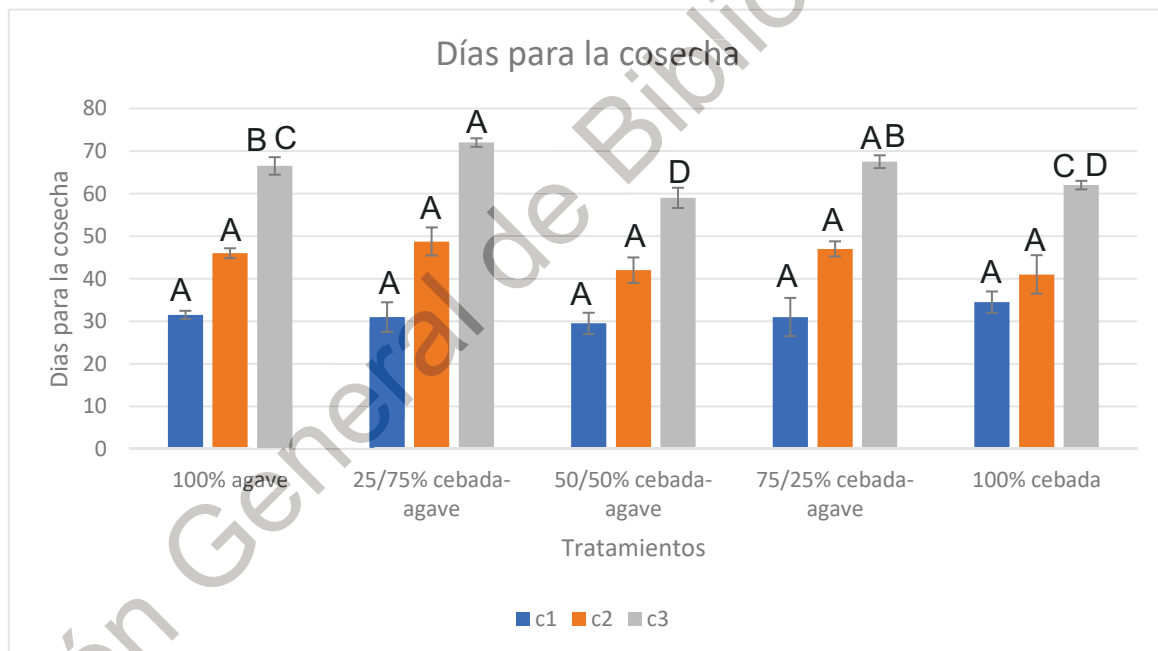
De acuerdo con lo hecho de Cayetano-Catarino y Bernabé-González (2008), los resultados también difieren con nuestro experimento, para la segunda aparición de los primordios, si hubo diferencias significativas, siendo que para la cepa de *Pleurotus ostreatus* el sustrato con menor promedio resultó ser el de TJA con 30.8 días para aparición de los segundos primordios, seguido del sustrato TJ con 33.8 días de promedio y por último el sustrato de PPF con promedio de 37.8 días, para la cepa de *Pleurotus pulmonarius* el sustrato con un menor promedio fue el de TJ 34.6 días para aparición de los segundos primordios, seguido del sustrato TJA con 38.8 días de promedio y por último el sustrato de PPF con promedio de 39.8 días (Cayetano-Catarino & Bernabé-González, 2008).

En la tercera cosecha si existen diferencias significativas, el estudio ANOVA nos dio una probabilidad menor a 0.0003 y el estudio T de student con $p=0.05$ teniendo el mejor promedio el tratamiento de 50/50% cebada-agave con 59 días, le sigue el tratamiento 5 de 100% cebada con un promedio de 62 días, seguido del tratamiento de 100% agave con 66.5 días de promedio, seguido de la

mezcla de 75/25% cebada-agave con 67.5 días y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con 72 días (figura 5.3.1.1.).

Los resultados en la tercera aparición de primordios de igual manera difieren con lo hecho por Cayetano-Catarino y Bernabé-González (2008), ya que en este caso no hubo diferencias significativas entre los sustratos, siendo que para la cepa de *Pleurotus ostreatus*, el sustrato con una media mejor fue el de TJA con 46.2 días de promedio, después siguió el sustrato de TJ con 49.8 días y al final el sustrato PPF con 51 días, para la cepa de *Pleurotus pulmonarius* el sustrato mejor fue el de TJ con 46.8 días, después el sustrato de TJA con 49 días y al final el sustrato de PPF con 51.8 días (Cayetano-Catarino & Bernabé-González, 2008).

Figura 5.3.1.1. Promedio de Días para la obtención de cosecha en base a los tratamientos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de días para la obtención de cosecha de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.2. Determinación del Peso de carpóforos por cosecha y tratamiento

Se obtuvieron los promedios por cosecha y por tratamiento de para obtener el mejor tratamiento y la mejor cosecha para este parámetro.

De acuerdo con los datos obtenidos en la primera cosecha, se hizo un estudio ANOVA este dio una probabilidad menor a 0.0011, dando como resultado una diferencia significativa entre los tratamientos, el estudio T de student con $p=0.05$, también corroboró este resultado. En esta cosecha el mejor tratamiento fue el de 100% cebada con una media de 67.25 g, seguido a este es el tratamiento de 50/50% agave-cebada con 64 g de promedio, posteriormente bajo el rendimiento con el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 42 g, después sigue el tratamiento de 25/75% cebada-agave con 38.5 g de media y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 31.75 g (Figura 5.3.2.1.).

Estos resultados de la primera cosecha se asemejan al experimento hecho por Chairez-Aquino y colaboradores (2015), quienes usaron residuos agroindustriales como lo fueron: el bagazo de agave (BA) y hojas de maíz (HM) para cultivar el hongo *Pleurotus ostreatus*, se hicieron mezclas entre los sustratos para obtener 5 tratamientos: 100% BA, 100% HM, 75/25% BA-HM, 50/50% BA-HM, 25/75% BA-HM y 100% HM. Se usaron dos kilos de sustrato en cada bolsa de poli papel con 120 gramos de inóculo en semillas de trigo, con siete repeticiones por tratamiento, y se realizaron tres cosechas posteriormente, contabilizando el peso de los carpóforos cosechados, el experimento se estableció según un diseño completamente al azar. Los datos se sometieron a análisis de varianza y la comparación de medias con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). para la primera cosecha los resultados fueron similares a los de nuestro experimento, ya que si hubo diferencias significativas, teniendo como mejor tratamiento al tratamiento de 100% HM con un promedio de 332.06 g, seguido de la mezcla de 25/75% BA-HM con 307.74 g, después la mezcla de 50/50% BA-HM con 270.93 g, seguido de la mezcla de 75/25% BA-HM con 264.16 g y por último el tratamiento de 100% BA con 242.1 g (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

Para la segunda cosecha se hizo el mismo estudio ANOVA este dio una probabilidad de 0.0392, indicando que si hay diferencias significativas entre las cosechas y el estudio T de student con $p=0.05$ nos indicó el mismo resultado con letras diferentes para los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue el tratamiento de 100% agave con una media de 35 g, el siguiente mejor tratamiento fue la mezcla de 75/25% cebada-agave con promedio de 27.5 g, en seguido fue el tratamiento de 100% cebada con 23 g de promedio, después de este siguió el tratamiento con la mezcla de 75/25% agave-cebada con 20.5 g de promedio y por último la mezcla de 50/50% agave-cebada con 15.5 g de promedio (figura 5.3.2.1.).

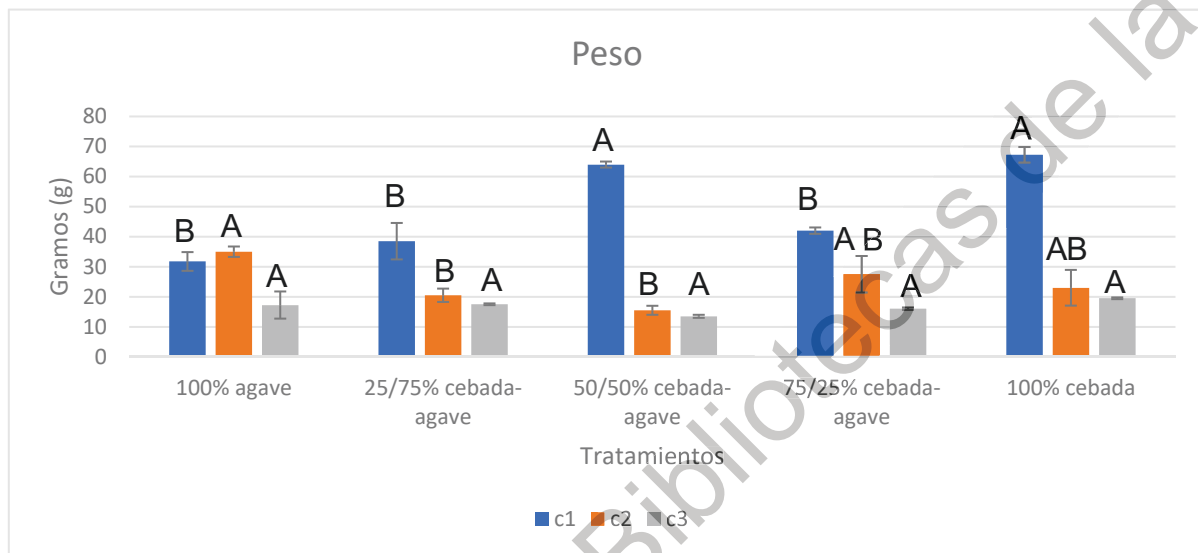
Los resultados son similares a los de Chairez-Aquino y colaboradores (2015), ya que para la segunda cosecha obtuvieron diferencias significativas dando como mejor sustrato el tratamiento de 100% HM con 247.7 g, seguido de la mezcla de 25/75% BA-HM con 190.36 g, después la mezcla de 50/50% BA-HM con 176.54 g, posteriormente el tratamiento de 100% agave con 167.12 g y por último la mezcla de 75/25% BA-HM con 162.13 g (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

Para la tercera cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad de 0.3364, indicando que no hay diferencias entre los tratamientos, y el estudio T de student con $p=0.05$ dio el mismo resultado. El mejor tratamiento fue el de 100% cebada con una media de 19.5 g, seguido del tratamiento 25/75% cebada-agave con un promedio de 17.5 g, después va el tratamiento 100% agave con media de 17.25 g, posteriormente la mezcla de 75/25% cebada-agave con 16 g de media y por último la mezcla 50/50% cebada-agave con 13.5 g de promedio (figura 5.3.2.1.).

En este caso los resultados difieren a los de Chairez-Aquino y colaboradores (2015), ya que en este caso si hubo diferencias significativas en la tercera cosecha, indicando que el mejor sustrato fue el tratamiento de 100% HM con promedio de 172.61 g, seguido de la mezcla de 25/75% BA-HM con 119.72 g, después siguió la mezcla de 75/25% BA-HM con 105.39 g, posteriormente la

mezcla de 50/50% BA-HM con 93.83 g y por último el tratamiento de 100% BA con 91.02 g (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

Figura 5.3.2.1. Promedio de peso de los hongos por cosecha y tratamiento utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de peso en gramos de los hongos cosechados de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.3. Determinación de la Medición (cm^2) de los carpóforos por cosecha y tratamiento

Se obtuvieron los promedios de los resultados de medición en correlación con tratamientos y cosecha, con la finalidad de encontrar el contraste entre estos.

De acuerdo con los datos obtenidos para la primera cosecha se hizo un estudio ANOVA para determinar si existen diferencias significativas en la medición de los carpóforos, este nos dio una probabilidad menor 0.0001 significando que, si hay diferencias entre los tratamientos, el estudio T de student con $p=0.05$ nos dio el mismo resultado. El mejor promedio en este caso lo obtuvo el tratamiento de 100% cebada con 77.125 cm^2 , en seguida fue el tratamiento de 50/50% cebada-

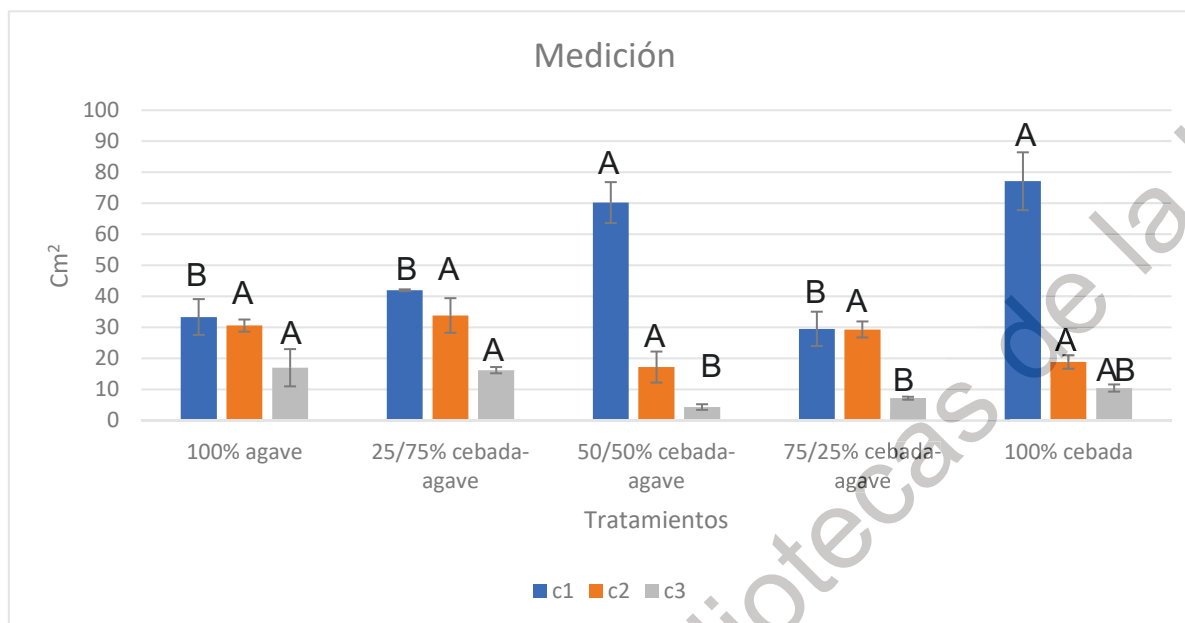
agave con media de 70.25 cm², el siguiente mejor promedio fue el tratamiento con 25/75% cebada-agave con 42 cm², posteriormente siguió el tratamiento con 100% agave con un promedio de 33.375 cm², y por último el tratamiento con la mezcla de 25/75% agave-cebada con 29.5625 cm² de promedio (figura 5.3.3.1.).

En la segunda cosecha se hicieron los mismos estudios de ANOVA y T de student con $p=0.05$, el ANOVA nos arrojó una probabilidad de 0.4743 y el T de student nos dio un resultado, estos resultados significan que no existen diferencias significativas en todos los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue la mezcla de 25/75% cebada-agave con una media de 33.875 cm², después sigue el tratamiento de 100% agave con una media de 30.625 cm², después sigue el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 29.375 cm², posteriormente el mejor tratamiento es el de 100% cebada con media de 18.875 cm² y por último el tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 17.25 cm² (figura 5.3.3.1.).

Para la tercera cosecha de igual manera se hicieron los mismos estudios, el ANOVA nos dio una probabilidad 0.0234 dando como resultado una diferencia significativa entre los tratamientos, de igual manera se hizo el estudio T de student con $p=0.05$ dando el mismo resultado entre los tratamientos. El mejor promedio en este caso fue el tratamiento de 100% agave con 17.0375 cm², posteriormente siguió la mezcla de 25/75% cebada-agave con media de 16.25 cm², posteriormente el mejor tratamiento fue el de 100% cebada con media de 10.5 cm², después el tratamiento que sigue fue el de 75/25% cebada-agave con promedio de 7.25 cm² y por último el tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 4.375 cm² (figura 5.3.3.1.).

Para este caso no existe documentación similar a este experimento, ya que los experimentos similares revisaban la medición de los hongos, pero de forma general, y no se hacía una correlación entre las cosechas y los sustratos, esto da una innovación para el experimento y nos ayuda a revisar los datos entre la cosecha y el sustrato utilizado.

Figura 5.3.3.1. Promedio de medición de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio medición de los hongos en cm² de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.4. Fenoles totales por cosecha y tratamiento

Se compararon las medias de los resultados de cuantificación de fenoles con la finalidad de encontrar la mejor cosecha y el mejor tratamiento.

De acuerdo con la cosecha número 1 no existen diferencias significativas entre los tratamientos, ya que el estudio ANOVA nos dio una probabilidad de 0.1746 y el estudio T de student con $p=0.05$ dio el mismo resultado. El tratamiento con un mayor número de fenoles para la primera cosecha es la mezcla de 25/75% cebada-agave con un promedio de 178.8932 mg Eq AG/ g de mtra, seguida del tratamiento de 100% agave con un promedio de 131.8932 mg Eq AG/ g de mtra, le sigue el tratamiento de la mezcla de 25/75% agave-cebada con un promedio de 113.3633 mg Eq AG/ g de mtra, posteriormente sigue el tratamiento con 50/50% cebada-agave con 26.0561 mg Eq AG/ g de mtra y por ultimo está el tratamiento 5

de 100% cebada con un promedio de 25.8677 mg Eq AG/ g de mtra (figura 5.3.4.1.).

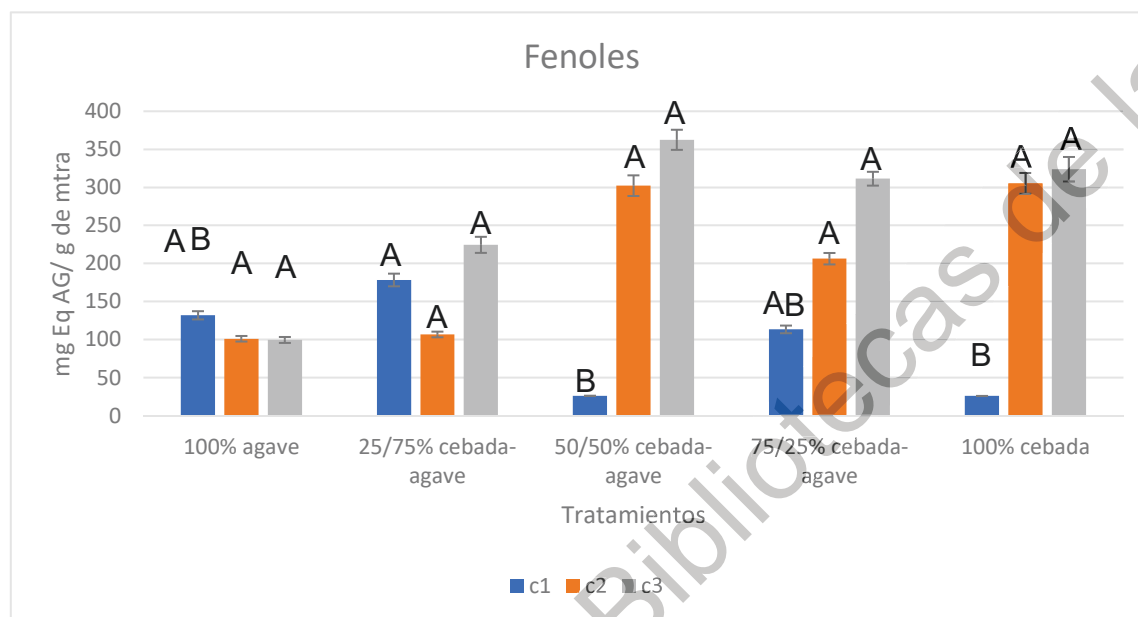
En la segunda cosecha se hicieron los mismos estudios de ANOVA y T de student con $p=0.05$, el ANOVA nos arrojó una probabilidad de 0.3944 y el T de student nos dio un resultado, estos resultados significan que no existen diferencias significativas en todos los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con una media de 305.3052 mg Eq AG/ g de mtra, después sigue el tratamiento de 50/50% agave-cebada con una media de 302.2419 mg Eq AG/ g de mtra, después sigue el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 206.2695 mg Eq AG/ g de mtra, posteriormente el mejor tratamiento es el de 25/75% cebada-agave con media de 106.7041 mg Eq AG/ g de mtra y por último el tratamiento 100% agave con promedio de 101.0726 mg Eq AG/ g de mtra (figura 5.3.4.1.).

Para la tercera cosecha se hicieron los mismos estudios de ANOVA y T de student con $p=0.05$, el ANOVA nos arrojó una probabilidad de 0.5126 y el T de student nos dio el mismo resultado. El mejor tratamiento en este caso fue el tratamiento de 50/50% cebada-agave con una media de 362.5143 mg Eq AG/ g de mtra, seguido del tratamiento de 100% cebada con promedio de 323.9395 mg Eq AG/ g de mtra, después el tratamiento de 75/25% cebada-agave con media de 311.4006 mg Eq AG/ g de mtra, posteriormente el tratamiento de 25/75% cebada-agave con 224.4847 mg Eq AG/ g de mtra y por último el tratamiento con 100% agave con promedio de 99.5037 mg Eq AG/ g de mtra (figura 5.3.4.1.).

Se ha notificado que, si existen compuestos fenólicos en hongos comestibles, incluido el hongo *Pleurotus Spp.* Kim y colaboradores (2008), dieron a conocer la concentración de promedio total de compuestos fenólicos, en diferentes tipos de hongos comestibles y medicinales de Corea, los resultados demuestran que, si existen compuestos fenólicos dentro de los carpóforos, con un promedio de 61 $\mu\text{g/g}$. También Palacios y colaboradores en 2011, también buscaron la concentración de compuestos fenólicos, los resultados demuestran que si existen compuestos fenólicos en los carpóforos de hongo *Pleurotus* con un

promedio de 1.5 mg Equivalentes de Ácido Gálico/gramo de muestra (KIM, y otros, 2008).

Figura 5.3.4.1. Promedio de contenido de fenoles de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de fenoles en mg Equivalentes de ácido gálico/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.5. Taninos condensados por cosecha y tratamiento

Se obtuvo la media de los datos obtenidos en la obtención de taninos condensados, esto para hacer una comparación entre cosecha y tratamiento.

En las tres cosechas se realizaron los estudios ANOVA y T de student con $p=0.05$ para observar si existen diferencias significativas entre los tratamientos, para la primera cosecha el estudio ANOVA nos dio una probabilidad de 0.0707 indicando que no hay diferencias significativas entre los tratamientos, de igual forma el estudio T de student con $p=0.05$ indicó el mismo resultado. En este caso el mejor tratamiento fue el de 100% agave con un promedio de 0.2525 mg Eq. Catequina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 25/75% cebada-

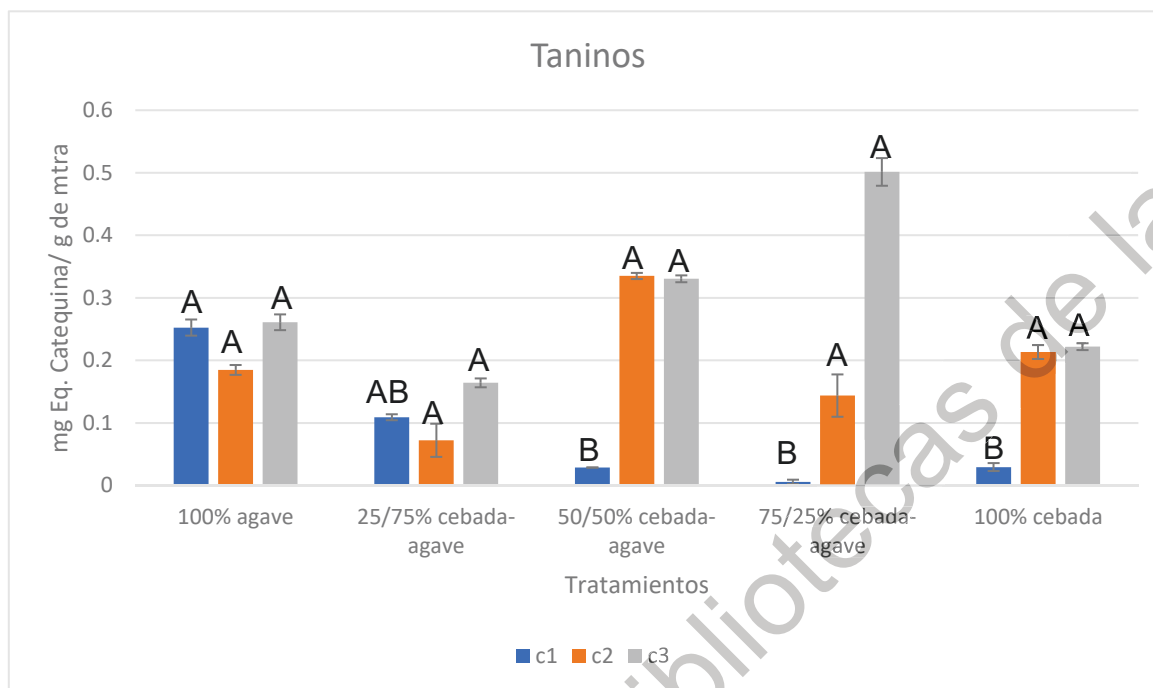
agave con una media de 0.1092 mg Eq. Catequina/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 100% cebada con un promedio de 0.0295 mg Eq. Catequina/, posteriormente el tratamiento de 50/50% cebada-agave con media de 0.0288 mg Eq. Catequina/ g de mtra y por último el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 0.0059 mg Eq. Catequina/ g de mtra (figura 5.3.5.1.).

Para la segunda cosecha el estudio ANOVA nos dio una probabilidad de 0.2830 y el estudio T de student con $p=0.05$, indicando en los dos estudios que no existen diferencias significativas entre los tratamientos, el mejor tratamiento fue el de la mezcla de 50/50% agave-cebada con 0.3350 mg Eq. Catequina/ g de mtra, seguido del tratamiento de 100% cebada con promedio de 0.2134 mg Eq. Catequina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 100% agave con promedio de 0.1848 mg Eq. Catequina/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con media 0.1438 mg Eq. Catequina/ g de mtra y por último el tratamiento de 75/25% agave-cebada con promedio de 0.0723 mg Eq. Catequina/ g de mtra (figura 5.3.5.1.).

Para la tercera cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad de 0.3859, indicando que no hay diferencias significativas entre los tratamientos, el estudio T de student con $p=0.05$ corrobora el resultado, el mejor tratamiento fue la mezcla de 75/25% cebada-agave con promedio de 0.5013 mg Eq. Catequina/ g de mtra, seguido del tratamiento de 50/50% agave-cebada con promedio de 0.3305 mg Eq. Catequina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 100% agave con promedio de 0.2610 mg Eq. Catequina/ g de mtra, seguido del tratamiento de 100% cebada con media de 0.2610 mg Eq. Catequina/ g de mtra, y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 0.1641 mg Eq. Catequina/ g de mtra (figura 5.3.5.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la cantidad de taninos en hongos comestibles.

Figura 5.3.5.1. Promedio de contenido de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de taninos en mg Equivalentes de catequina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.6. Flavonoides totales por cosecha y tratamiento

Se determinó el contraste entre cada cosecha y cada tratamiento, todo esto en los datos obtenidos de cuantificación de fenoles en los carpóforos.

De acuerdo con los datos de flavonoides en la primera cosecha se llevó a cabo un estudio ANOVA que nos dio una probabilidad de 0.1286 y un estudio T de student con $p=0.05$ nos indicó que no existen diferencias significativas entre los 5 tratamientos, el mejor fue la mezcla de 25/75% cebada-agave con promedio de 66.0276 mg Eq Rutina/ g de mtra, seguido del tratamiento de 100% agave con promedio de 44.3722 mg Eq Rutina/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 28.4958 mg Eq Rutina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con media de

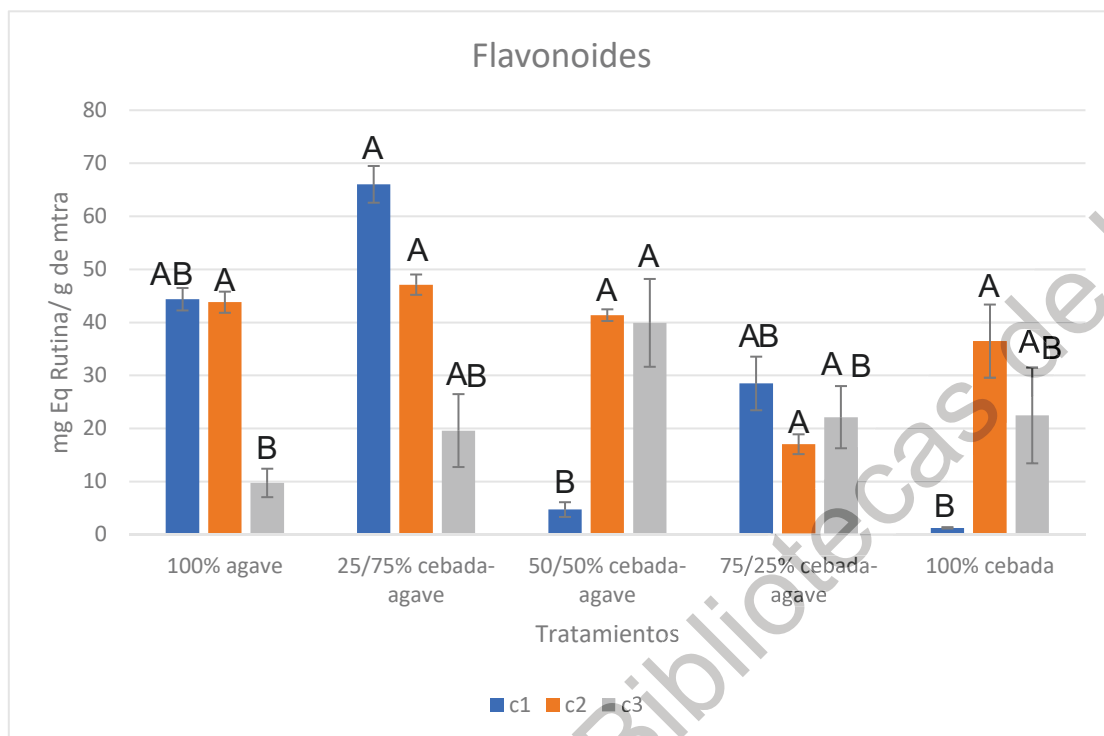
4.71969 mg Eq Rutina/ g de mtra y por último el tratamiento de 100% cebada con 1.27785 mg Eq Rutina/ g de mtra (figura 5.3.6.1.).

Para la segunda cosecha se hizo el estudio ANOVA, este nos dio una probabilidad de 0.6075 indicando que no hay diferencias significativas, el estudio T de student con $p=0.05$ indico el mismo resultado, el mejor fue la mezcla de 25/75% cebada-agave con promedio de 47.1179 mg Eq Rutina/ g de mtra, seguido del tratamiento con 100% agave con promedio de 43.8092 mg Eq Rutina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 41.3687 mg Eq Rutina/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 100% cebada con media de 36.4727 mg Eq Rutina/ g de mtra y por último el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 17.0397 mg Eq Rutina/ g de mtra (figura 5.3.6.1.).

Para la tercera cosecha el estudio ANOVA nos dio una probabilidad de 0.0884 indicando que no hay diferencias significativas, el estudio T de student con $p=0.05$ indico que no hay diferencias. El mejor tratamiento fue el de la mezcla de 50/50% cebada-agave con promedio de 39.9144 mg Eq Rutina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 100% cebada con promedio de 22.4680 mg Eq Rutina/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de la mezcla de 75/25% cebada-agave con promedio de 22.1379 mg Eq Rutina/ g de mtra, después siguió el tratamiento de la mezcla de 25/75% cebada-agave con promedio de 19.6094 mg Eq Rutina/ g de mtra y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 9.7405 mg Eq Rutina/ g de mtra (figura 5.3.6.1.).

Existen algunos artículos que van de forma general en la cuantificación de flavonoides en hongos comestibles, como es el caso de Palacios y colaboradores (2011) que obtuvieron 0.98 mg de catequina sobre gramo de muestra en el hongo *Pleurotus ostreatus* (Palacios, y otros, 2011).

Figura 5.3.6.1. Promedio de contenido de flavonoides de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de flavonoides en mg Equivalentes de Rutina/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.7. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de DPPH por cosecha y tratamiento.

Se hizo un análisis en particular para determinar el mejor tratamiento en las tres cosechas en cuanto a capacidad antioxidante por DPPH.

En cuestión de la capacidad antioxidante por DPPH, si hicieron los estudios ANOVA y T de student con $p=0.05$, para la primera cosecha, la probabilidad fue de 0.8586 y el estudio T de student indico el mismo resultado, indicando que no hay diferencias significativas. El mejor tratamiento en este caso fue el de 75/ 25% agave-cebada con 285 mg Eq. Trolox/ g de muestra de media, seguido del tratamiento de 100% cebada con promedio de 278.0384 mg Eq.

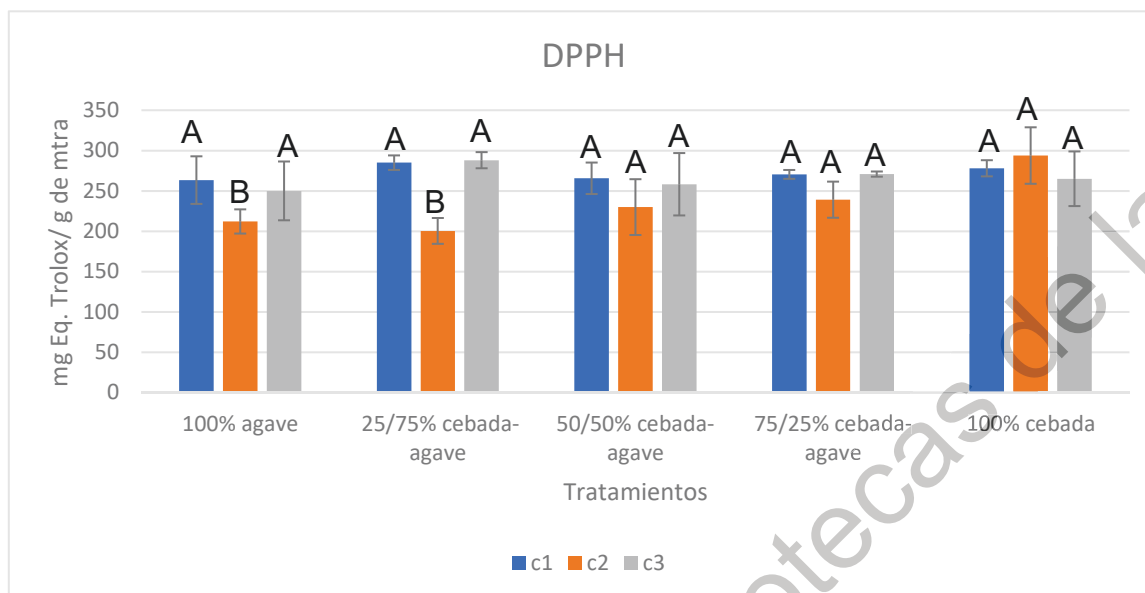
Trolox/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 270.4615 mg Eq. Trolox/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con media de 265.6282 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 263.3846 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.3.7.1.).

Para la segunda cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad menor a 0.0003, y el estudio T de student con $p=0.05$ indico un resultado similar, estos estudios indicaron que si existen diferencias significativas entre los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con promedio de 293.8376 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido con el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 239.1118 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con media de 229.9273 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 100% agave con promedio de 212.1410 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 200.4145 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.3.7.1.).

Para la tercera cosecha el estudio ANOVA arrojó una probabilidad de 0.8921 indicando que no existen diferencias significativas y el estudio de T de student con $p=0.05$ indicó el mismo resultado. El mejor tratamiento fue el 75/25% agave-cebada con promedio de 288.0598 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 75/25% cebada-agave con media de 270.8675 mg Eq. Trolox/ g de mtra, después siguió el tratamiento de 100% cebada con promedio de 265.0598 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con media de 258.2547 mg Eq. Trolox/ g de mtra, y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 250.0301 mg Eq. Trolox/ g de mtra (Figura 5.3.7.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la capacidad antioxidante por DPPH. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.3.7.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por DPPH en mg Equivalentes de trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.8. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de DPPH en el análisis de cosecha por tratamiento.

El porcentaje de inhibición por DPPH se determinó a la par de obtener los resultados de capacidad antioxidante por este mismo método, se obtuvo una comparación entre cosecha y tratamiento.

En cuanto a los datos recopilados de porcentaje de inhibición DPPH, se hizo el estudio ANOVA, este dio una probabilidad de 0.2274, el estudio T de student con $p=0.05$ dio el mismo resultado, estos resultados indicaron que no existe diferencia significativa entre los tratamientos. El mejor tratamiento con mayor porcentaje de inhibición DPPH fue el de 50/50% cebada-agave con un promedio de 25.2429%, seguido del tratamiento de 100% agave con promedio de 24.9721%, después siguió el tratamiento de 75/25% agave-cebada con promedio de 22.5812%, posteriormente el tratamiento de 100% cebada con media de

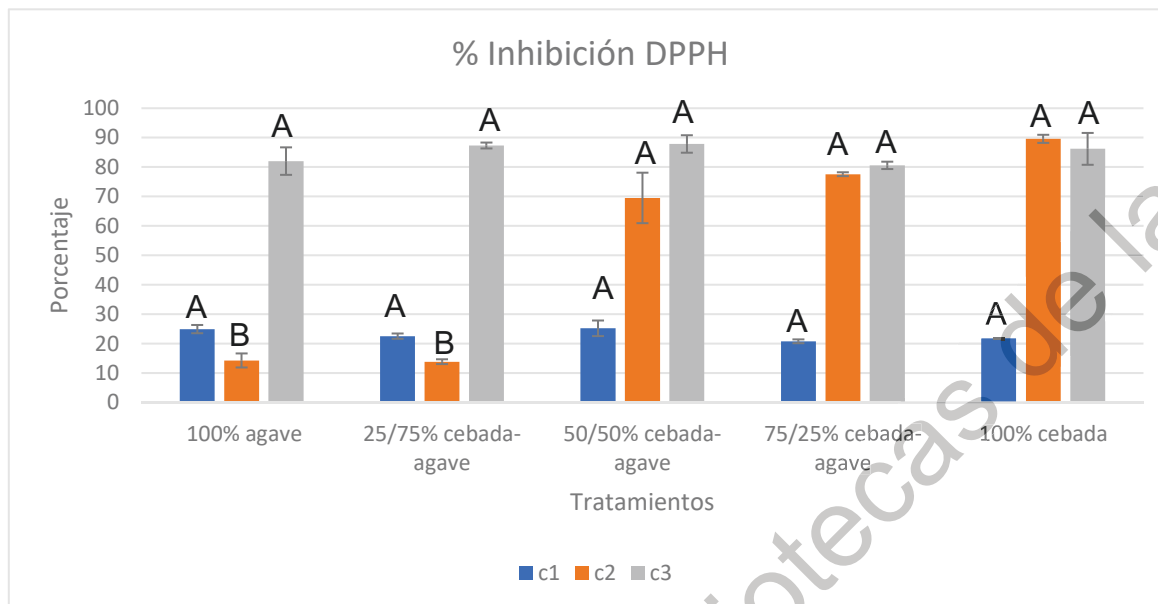
21.7409% y por último el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 20.8263% (figura 5.3.8.1.).

Para la segunda cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad menor a 0.0001, indicando que, si existen diferencias significativas, el estudio T de student con $p=0.05$ indico el mismo resultado. El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con un promedio de 89.6043%, posteriormente siguió el tratamiento de la mezcla de 75/25% cebada-agave con una media de 77.5877%, después siguió el tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 69.5288%, después siguió el tratamiento de 100% agave con promedio de 14.3254% y por último el tratamiento de 75/25% agave-cebada con promedio de 13.9059% (figura 5.3.8.1.).

Para la tercera cosecha, el resultado de probabilidad por vía del estudio ANOVA fue de 0.5384, el estudio T de student con $p=0.05$ nos indicó el mismo resultado, estos resultados indican que no existen diferencias significativas entre los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue el de 50/50% cebada-agave con promedio de 87.8531%, seguido de la mezcla de 75/25% agave-cebada con promedio de 87.3373%, posteriormente siguió el tratamiento de 100% cebada con promedio de 86.1955%, después siguió el tratamiento con la mezcla de 100% agave con promedio de 82.0367% y por último el tratamiento con la mezcla de 75/25% cebada-agave con promedio de 80.5919% (figura 5.3.8.1.).

En este caso los resultados difieren a lo realizado por Kim y colaboradores en 2008, obtuvieron resultados de porcentaje de inhibición por DPPH de hongos comestibles como hongo *Pleurotus ostreatus*, en el minuto uno se obtuvo 44% de inhibición y para el minuto 30 se obtuvo 51% (KIM, y otros, 2008).

Figura 5.3.8.1. Promedio de contenido de porcentaje de inhibición por DPPH de taninos de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de porcentaje de inhibición por DPPH en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.9. Determinación de la capacidad antioxidante por la técnica de ABTS en el análisis de cosecha por tratamiento.

Se analizó los resultados de capacidad antioxidante por el método de ABTS, se hizo una correlación entre cosecha y tratamiento con la finalidad de obtener el mejor tratamiento y la mejor cosecha.

De acuerdo con los datos proporcionados por capacidad antioxidante por medio de ABTS en la primera cosecha, el estudio ANOVA dio una probabilidad de 0.0374, indicando que, si existen diferencias significativas entre los tratamientos, de igual forma el estudio T de student con $p=0.05$ indicó el mismo resultado. El mejor tratamiento con mayor contenido de capacidad antioxidante por ABTS fue el de 100% agave con un promedio de 280.2205 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 50/50% agave-cebada con promedio de 279.4589 mg Eq.

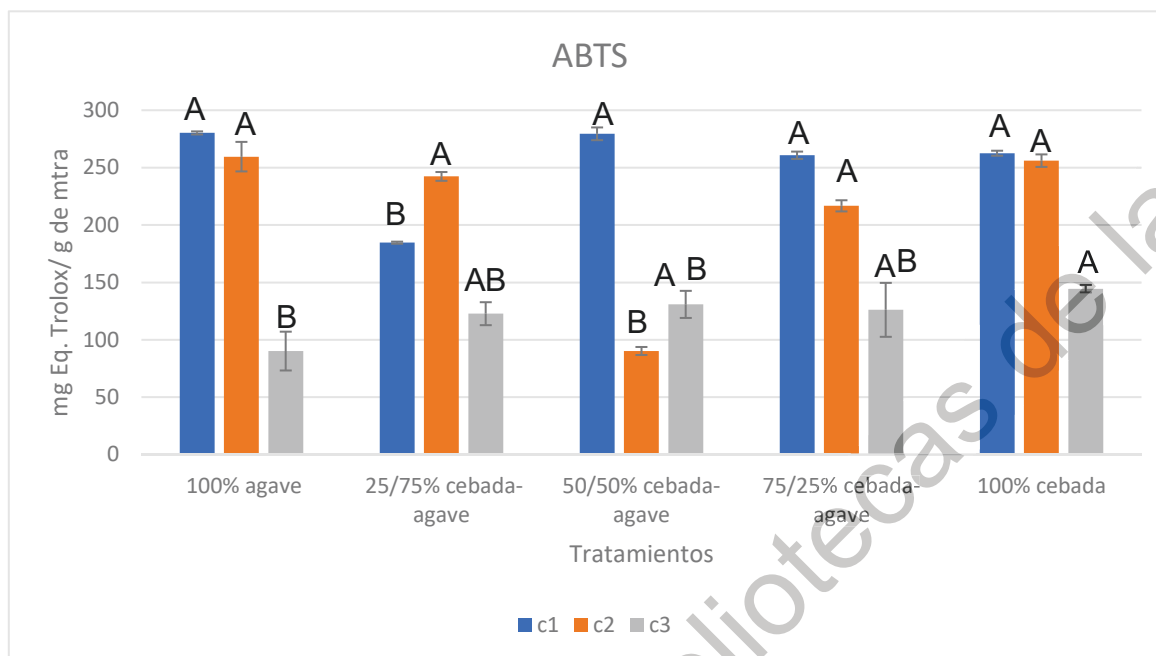
Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 100% cebada con promedio de 262.5561 mg Eq. Trolox/ g de mtra, siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 260.7487 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento de 75/25% agave-cebada con promedio de 184.6154 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.3.9.1.).

Para la segunda cosecha la probabilidad por el estudio ANOVA dio de 0.0057 y el estudio T de student con $p=0.05$ dio un resultado similar, estos resultados indican que si existen diferencias significativas entre los tratamientos. El mejor tratamiento fue el de 100% agave con un promedio de 259.5575 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 100% cebada con promedio de 256.0718 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de la mezcla de 75/25% agave-cebada con promedio de 242.3453 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 75/25% cebada-agave con media de 216.7208 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último la mezcla de 50/50% cebada-agave con promedio de 90.2592 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.3.9.1.).

Para la tercera cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad de 0.2265 y el estudio T de student con $p=0.05$ indico el mismo resultado, estos resultados indican que no existen grandes diferencias entre los tratamientos. El mejor tratamiento fue el de 100% cebada con promedio de 144.6111 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 50/50% agave-cebada con media de 130.8629 mg Eq. Trolox/ g de mtra, posteriormente siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 126.1037 mg Eq. Trolox/ g de mtra, seguido del tratamiento de 75/25% agave-cebada con media de 122.7704 mg Eq. Trolox/ g de mtra y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 90.1879 mg Eq. Trolox/ g de mtra (figura 5.3.9.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar la capacidad antioxidante por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.3.9.1. Promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de contenido de capacidad antioxidante por ABTS en mg Equivalentes de trolox/gramo de muestra en los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.3.10. Determinación del porcentaje de inhibición por la técnica de ABTS por cosecha y tratamiento.

Se analizaron los resultados de porcentaje de inhibición por ABTS, con la finalidad de comparar medias de cosecha y tratamiento.

En cuanto a los datos recopilados de porcentaje de inhibición ABTS, se realizó el estudio ANOVA, este dio una probabilidad de 0.0007, el estudio T de student con $p=0.05$ dio resultados similares, estos resultados indicaron que si existe diferencia significativa entre los tratamientos. El mejor tratamiento con mayor porcentaje de inhibición ABTS fue el de 100% agave con un promedio de 90.97906%, seguido del tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 90.5870%, después siguió el tratamiento de 50/50% agave-cebada con promedio

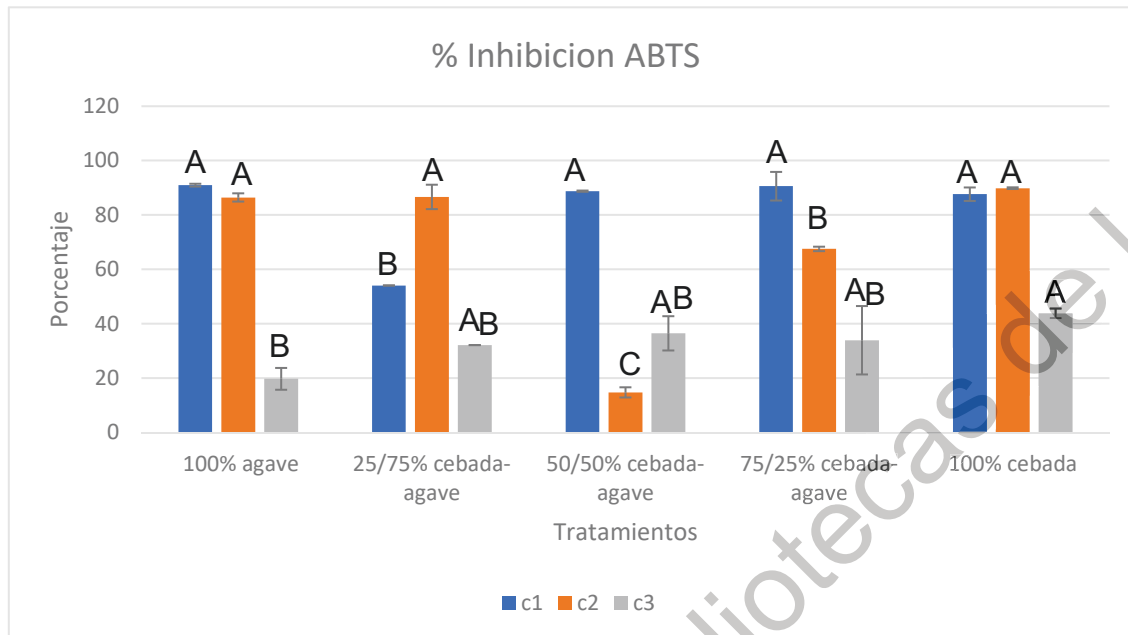
de 88.7733%, posteriormente el tratamiento de 100% cebada con media de 87.6509% y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 54.090% (figura 5.3.10.1.).

Para la segunda cosecha el estudio ANOVA dio una probabilidad menor a 0.0001, indicando que, si existen diferencias significativas, el estudio T de student con $p=0.05$ indico el mismo resultado. El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con un promedio de 89.8689 %, posteriormente siguió el tratamiento de la mezcla de 75/25% agave-cebada con una media de 86.6588%, después siguió el tratamiento de 100% agave con promedio de 86.4637%, después siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 67.5382% y por último el tratamiento de 50/50% agave-cebada con promedio de 14.7914% (figura 5.3.10.1.).

Para la tercera cosecha, el resultado de probabilidad por vía del estudio ANOVA fue de 0.2730, el estudio T de student con $p=0.05$ nos dio resultados similares, estos resultados indican que no existen diferencias significativas entre los tratamientos. El mejor tratamiento en este caso fue el de 100% cebada con promedio de 43.8479%, seguido de la mezcla de 50/50% agave-cebada con promedio de 36.5027%, posteriormente siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 33.9599%, después siguió el tratamiento con la mezcla de 75/25% agave-cebada con promedio de 32.1790% y por último el tratamiento de 100% agave con promedio de 19.7716% (figura 5.3.10.1.).

No se han encontrado experimentos similares para encontrar el porcentaje de inhibición por ABTS. Para hacer contraste y/o corroborar resultados.

Figura 5.3.10.1. Promedio de contenido de porcentaje de inhibición por ABTS de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio rendimiento de contenido de porcentaje de inhibición por ABTS en los hongos cosechados de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.4. RENDIMIENTO Y EFICIENCIA BIOLOGICA

5.4.1 Determinación del rendimiento

El rendimiento consiste en la suma de los pesos en fresco y en gramos de los cuerpos fructíferos en las tres cosechas. Es importante el parámetro ya que nos da un análisis total para evaluar el mejor tratamiento.

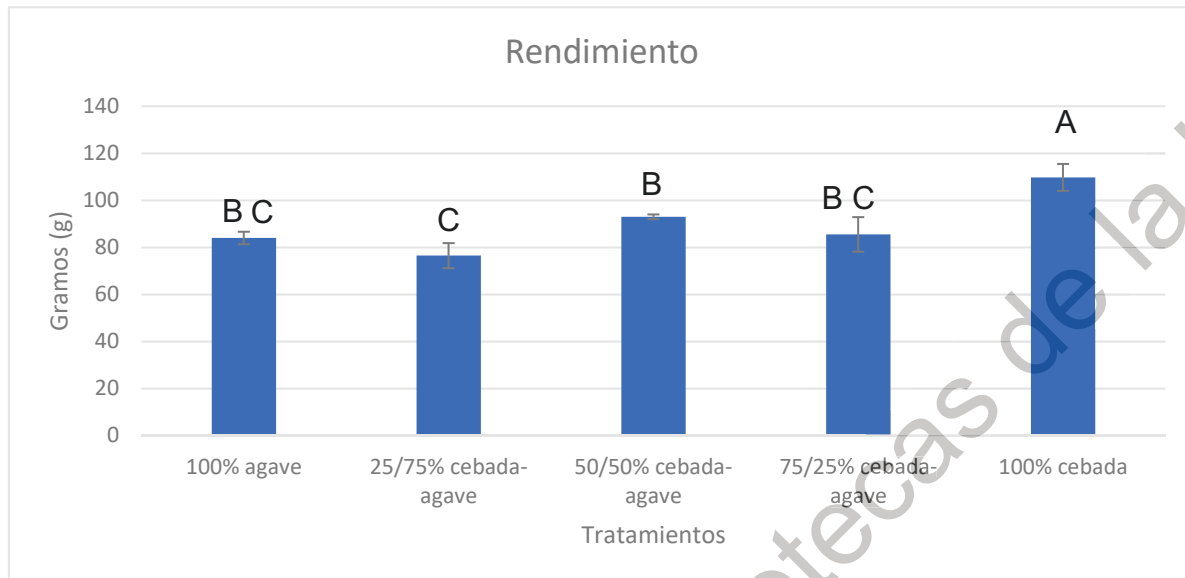
De acuerdo con el estudio ANOVA si se observaron diferencias significativas en el rendimiento total, se obtuvo una probabilidad de 0.0031, y de igual manera para el estudio T student con $p=0.05$ obteniendo el mismo resultado.

En este caso la mayor cantidad de rendimiento se obtuvo para el tratamiento de 100% cebada con un promedio de 109.75 g, seguido del tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 93 g, después siguió el

tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 85.5 g, seguido del tratamiento de 100% agave con promedio de 84 g y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 76.5 g (figura 5.4.1.1.).

Los resultados son muy semejantes a lo hecho por Chairez-Aquino y colaboradores (2015), quienes usaron residuos agroindustriales como lo fueron: el bagazo de agave (BA) y hojas de maíz (HM) para cultivar el hongo *Pleurotus ostreatus*, se hicieron mezclas entre los sustratos para obtener 5 tratamientos: 100% BA, 100% HM, 75/25% BA-HM, 50/50% BA-HM, 25/75% BA-HM y 100% HM. Usaron 2 kg de sustrato en cada bolsa de poli papel de 60 x 40 cm previamente esterilizadas con 120 g de inóculo (semilla de trigo), con siete repeticiones por sustrato, también obtuvieron tres cosechas, y cada vez se tomaba el rendimiento en gramos. El mejor rendimiento en este caso fue el sustrato con 100% HM con una producción de 752.37 g totales, seguido la mezcla de 25/75% BA-HM con 617.83 g, después el tratamiento de 50/50% BA-HM con 541.3 g, posteriormente la mezcla de 75/25% BA-HM con 531.67 g y para terminar el tratamiento de 100% BA con 500.24 g. En este caso se identifica que a medida que se aumentaba los niveles de bagazo de agave, había una reducción en cuanto a rendimiento, en nuestro experimento también se logra identificar que el tratamiento con el mejor resultado fue el de 100% cebada, corroborando los resultados con los experimentos (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

Figura 5.4.1.1. Promedio de rendimiento de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de rendimiento en gramos de los hongos de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

5.4.2. Determinación de la Eficiencia biológica

La eficiencia biológica se evalúa en porcentaje utilizando la siguiente formula: $EB = (\text{peso carpóforos seco (g)} / \text{peso sustrato húmedo (g)}) * 100$, este parámetro nos permite evaluar la producción de hongos frescos sobre el sustrato húmedo de cultivo. Este dato es en general, haciendo la suma de los pesos en gramos de los cuerpos fructíferos en las tres cosechas.

De acuerdo con los datos obtenidos de eficiencia biológica, se hizo el estudio ANOVA este dio una probabilidad de 0.0031, indicando que, existen diferencias significativas entre los tratamientos, de igual manera el estudio T de student corroboró este resultado.

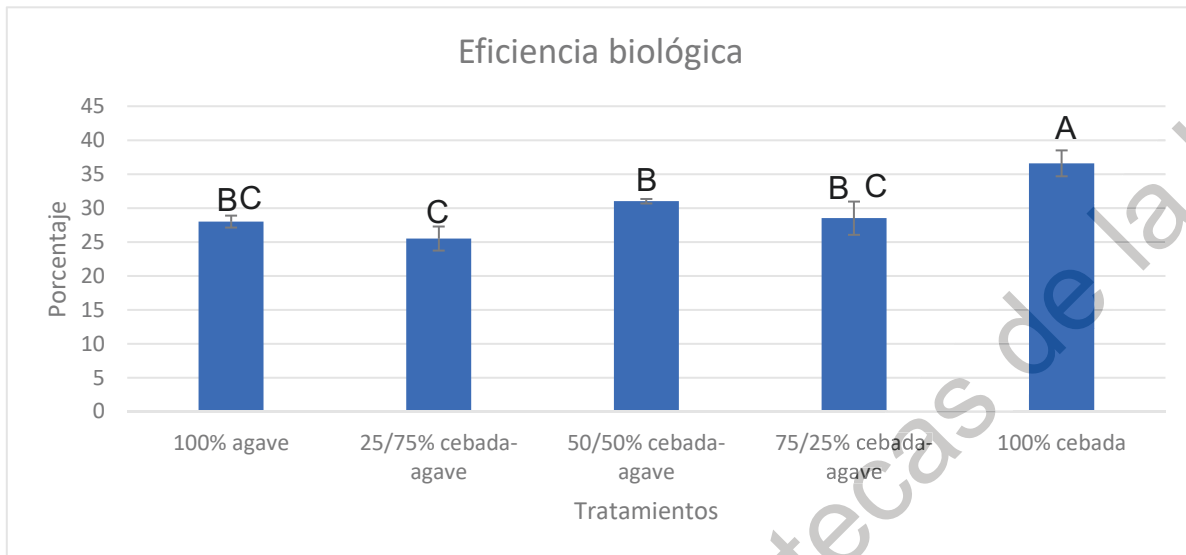
En este caso el mejor tratamiento con mayor porcentaje de eficiencia biológica fue el de 100% cebada con un promedio de 36.58%, seguido del

tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 31%, después siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 28.5%, seguido del tratamiento de 100% agave con promedio de 28% y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 25.5% (figura 5.4.2.1.).

Si se considera que el sustrato tiene un 80% de humedad entonces tenemos un peso seco de los sustratos de 60 g, en este caso si sacamos la eficiencia biológica con este peso, cambiarían los resultados, la fórmula utilizada en este caso es $EB = (\text{peso carpóforos seco (g)} / \text{peso sustrato seco (g)}) * 100$, los resultados son 100% cebada con un promedio de 182.91%, seguido del tratamiento de 50/50% cebada-agave con promedio de 155%, después siguió el tratamiento de 75/25% cebada-agave con promedio de 142.5%, seguido del tratamiento de 100% agave con promedio de 140% y por último el tratamiento de 25/75% cebada-agave con promedio de 127.5%

Estos resultados tienen diferencia a lo hecho por Chairez-Aquino y colaboradores (2015), usaron residuos agroindustriales (el bagazo de agave (BA) y hojas de maíz (HM)) para cultivar el hongo *Pleurotus ostreatus*, se hicieron mezclas para 5 tratamientos: 100% BA, 100% HM, 75/25% BA-HM, 50/50% BA-HM, 25/75% BA-HM y 100% HM. En este caso la mejor mezcla fue la de 100% HM con una eficiencia biológica de 131.6%, seguido de la mezcla de 25/75% BA-HM con 99.9%, posteriormente el sustrato de 50/50% BA-HM con 82.6%, después la mezcla 75/25% BA-HM con 74.3% y por último el tratamiento con 100% HM con 65.4%, en este caso se observa que a medida se aumenta el contenido de bagazo de agave, se reduce la eficiencia biológica, con esto se asemeja a nuestros resultados ya que el tratamiento con 100% cebada obtiene el mejor resultado (Chairez-Aquino, Enríquez-del-Valle, Ruíz-Luna, Campos-Ángeles, & Martínez-García , 2015).

Figura 5.4.2.1. Promedio de eficiencia biológica de los hongos utilizando mezclas de cebada-agave, para *Pleurotus spp.*



Las barras indican el promedio de eficiencia biológica de los hongos cosechados de las mezclas de cebada-agave en tres repeticiones independientes por triplicado \pm Error Estándar. Letras diferentes indican diferencia significativa por T Student ($p=0.05$).

VI. CONCLUSIONES.

El bagazo de agave es un sustrato posible y viable para el cultivo de hongo *Pleurotus* spp.

El porcentaje de adición del bagazo de agave influye el peso, área y días para la obtención de carpóforos.

La adición de bagazo de agave a un sustrato tradicional (cebada) a una proporción del 50% disminuye los días para la obtención de cosecha e incrementa el peso y área de los carpóforos, así mismo incrementa el contenido de compuestos polifenólicos y el porcentaje de inhibición de la actividad radical

La mezcla del 50% presenta el mejor porcentaje de rendimiento y eficiencia biológica en comparación al sustrato tradicional.

VII. LITERATURA CITADA.

1 Referencias

- Balbaa, S. I., Zaki, A. Y., & Elshamy, A. M. (1974). Total flavonoid and rutin content of different organs of *Sophora japonica*. *Journal of the Association of Official Analytical Chemists*, 752-755.
- Benavides-Calvache, O., Cabrera-Hidalgo, É., Ovidio-Villota-Muñoz, A., & Arturo-Perdomo, D. (2015). Ácidos grasos del hongo funcional *Pleurotus ostreatus* cultivado en residuos sólidos agroindustriales. *Producción + Limpia*, 73-81.
- Bermúdez-Savón, R. C., García-Oduardo, N., Kekeli-Agbozouhou, K., & Serrano-Alberni, M. (2017). Evaluación de la productividad de dos cepas de *Pleurotus* spp sobre pulpa de café *Coffea canephora* Pierre ex Frhoener. *Centro de Estudios de Biotecnología Industrial (CEBI)*, 248-255.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *Lebensmittel Wissenschaft Technologie*. 28, 25-30.
- CALLE VELASCO, J. R. (2012). Basidiomycetes: esporas y ecología. *Revista de Micología* No. 24, 17-21.
- Campi, M., Grassi, E., Armoa, J., Campuzano, E., López, T., Mancuello, C., & Martínez, M. (2016). Evaluación del crecimiento de macrohongos de interés biotecnológico en residuos agroindustriales y maderero. *Steviana*, Vol. 8, 59-67.
- Cano-Estrada, A., & Romero-Bautista, L. (2016). Valor económico, nutricional y medicinal. *Revista chilena de nutrición* vol.43, 75-80.
- Cardador-Martínez, A., Loarca-Piña, G., & Oomah, B. (2002). Antioxidant activity in common beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *J. Agric. Food Chem.* 50,, 6975-6980.

- Cayetano-Catarino, M., & Bernabé-González, T. (2008). Cultivo de *Pleurotus* sobre residuos de las cosechas de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) y plátano (*Musa paradisiaca*). *REVISTA MEXICANA DE MICOLOGÍA* 26, 57-60.
- Chairez-Aquino, J., Enríquez-del-Valle, J. R., Ruíz-Luna, J., Campos-Ángeles, G. V., & Martínez-García, R. (2015). USO DEL BAGAZO DE *Agave* spp Y HOJAS DE MAÍZ PARA CULTIVAR EL HONGO *Pleurotus ostreatus*1. *Revista Mexicana de Agroecosistemas Vol. 2*, 23-28.
- Coello-Loor, C. D., Avellaneda-Cevallos, J. H., Barrera-Álvarez, A. E., Peña-Galeas, M. M., Yépez-Macías, P. F., & Racines-Macías, E. R. (2017). Evaluación del crecimiento y producción de biomasa de dos cepas del género *Pleurotus* spp., cultivadas en un medio agar con diferentes sustratos. *Tecnología de los Alimentos Cienc Tecn UTEQ (2017)*, 33-39.
- Crespo-González, M. R., González-Eguiarte, D. R., Rodríguez-Macías, R., Rendón-Salcido, L. A., del Real-Laborde, J. I., & Torres-Morán, J. P. (2013). Evaluación de la composta de bagazo de agave como componente. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas Vol.4 Núm.8*, 1161-1173.
- De Michelis, A., & Rajchenberg, M. (2006). *Hongos Comestibles: Teoría y práctica para la recolección, elaboración y conservación*. Bariloche: INTA.
- Di-Fiore, P., & Albarracín, M. (1998). Compost y tierra de cobertura para el cultivo del champiñón [*Agaricus brunneacens* Peck (*A. bisporus*)] . *Revista de facultad de agronomía*, 230-241.
- Feregrino-Pérez, A. A., Berumen, L. C., García-Alcocer, G., Guevara-González, R. G., Ramos-Gomez, M., Reynoso-Camacho, R., . . . Loarca-Piña, G. (2008). Composition and chemopreventive effect of polysaccharides from common beans (*Phaseolus vulgaris* L.) on azoxymethane-induced colon cancer. *J. Agric. Food Chem.* 56, 8737-8744.

Gaitán-Hernández, R., & Silva-Huerta, A. (2016). Aprovechamiento de residuos agrícolas locales para la producción de *Pleurotus* spp., en una comunidad rural de Veracruz, México. *Revista Mexicana de Micología* vol.43, 43-47.

Gaitán-Hernández, R., Salmones, D., Pérez-Merlo, R., & Mata, G. (2006). *MANUAL PRÁCTICO DEL CULTIVO DE SETAS Aislamiento, siembra y producción*. Xalapa, Veracruz, México: Instituto de Ecología, A.C.

Grodzinskaya, A. A., Infante, D., & Piven, N. M. (2002). Cultivo de hongos comestibles utilizando desechos agrícolas e industriales. *Agronomía Tropical*

Heredia Solis, A., Esparza Ibarra, E., Romero Bautista, L., Cabral Arellano, F., & Bañuelos Valenzuela, R. (2014). Bagazos de Agave salmiana y Agave weberi utilizados como sustrato para producir *Pleurotus ostreatus*. *Revista Iberoamericana de Ciencias* , 103-110.

Hurtado de Mendoza, K., Huamán, M., Bravo , N., Silva, A., & Silva, R. (2016). Evaluación del cultivo de *Pleurotus ostreatus* en mazorcas de cacao (*Theobroma cacao* L.). *Revista Peruana Química Ing. Quím. Vol. 19, N.º 1, ,* 63-75.

Infante, C., Cuadrado, B., de Arco, D., Perez, K., Barrera, E., & San Juan, M. (2016). EVALUACIÓN DE TUSA Y CÁSCARA DE MAÍZ COMO SUSTRATOS PARA EL CULTIVO DE *Pleurotus pulmonarius* . *Ciencia y Tecnología*, 31-46.

KIM, M.-Y., SEGUIN, P., AHN, J.-K., KIM, J.-J., SE-CHUL, C., KIM, E.-H., CHUNG, I.-M. (2008). Phenolic Compound Concentration and Antioxidant Activities of Edible and Medicinal Mushrooms from Korea. *journal of agricultural food and chemistry*, 7265-7270.

Lazaro, F. J. (2014). *producción sostenible del compostaje para el champiñón de la rioja a través del análisis del ciclo de vida* . Logroño, España : Universidad la Rioja.

López-Rodríguez, C., Hernández-Corredo, R., Suárez-Franco, C., & Borrero, M. (2006). EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DE *Pleurotus ostreatus* SOBRE DIFERENTES RESIDUOS AGROINDUSTRIALES DEL DEPARTAMENTO DE CUNDINAMARCA. *universitas scientiarum Vol. 13 N° 2*, 128-137.

Martínez-Carrera, D., LarquÈ, A., Aliphath, M., Aguilar, A., Bonilla, M., & Martínez, W. (2000). La biotecnología de hongos comestibles en la seguridad y soberanía alimentaria de México. *II Foro Nacional sobre Seguridad y Soberanía Alimentaria. Academia Mexicana de Ciencias-CONACYT*, 193-207.

Martínez-Carrera, D., Morales, P., Sobal, M., Bonilla, M., & Martínez, W. (2007). MÉXICO ANTE LA GLOBALIZACIÓN EN EL SIGLO XXI: EL SISTEMA DE PRODUCCIÓN-CONSUMO DE LOS HONGOS COMESTIBLES. *El Cultivo de Setas Pleurotus spp. en México*, 1-22.

Martínez-Carrera, D., Sobal, M., Morales, P., Martínez, W., Martínez, M., & Mayett, Y. (2004). *Los hongos comestibles: propiedades nutricionales, medicinales, y su contribución a la alimentación mexicana El shiitake*. Puebla, México.

Nenadis, N., Wang, L. F., Tsimidou, M., & Zhang, H. Y. (2004). Estimation of scavenging activity of phenolic compounds using the ABTS assay. *J. Agric. Food Chem.* 52, 4669-4674.

Oca, A. F., & Trujano, M. C. (2012). *MANUAL DE CULTIVO DE HONGO SETA (Pleurotus ostreatus) DE FORMA ARTESANAL*. D.F.

Oomah, B. D., Cardador, A., & Loarca, G. (2005). Phenolics and antioxidative activities in common beans (*Phaseolus vulgaris* L). *J. Sci. Food Agric.* 85, 935-942.

Palacios, I., Lozano, M., Moro, C., D'Arrigo, M., Rostagano, M., Martínez, J. A., . . . Guillamón, E. (2011). Antioxidant properties of phenolic compounds occurring in edible mushrooms. *food chemistry* 128, 674-678.

Pineda-Insuasti, J., Soto-Arroyave, C., Guzmán-Torres, R., Santiago-Vispo, N., Huaca-Pinchao, J., Duarte-Trujillo, S., & Pineda-Soto, A. (2016). Producción de hongo ostra (*Pleurotus* spp) en bagazo de caña. *ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar*, 50-54.

Piña-Guzman, A. B., Nieto-Monteros, D. A., & Robles-Martinez, F. (2016). UTILIZACIÓN DE RESIDUOS AGRÍCOLAS Y AGROINDUSTRIALES EN EL CULTIVO Y PRODUCCIÓN DEL HONGO COMESTIBLE SETA (*Pleurotus* spp.). *Contam. Ambie. 32 (Especial Residuos Sólidos)*, 141-151.

Ríos-Ruiz, W., Valdez-Nuñez, R., & Jiménez-Flores, J. (2017). Aislamiento, propagación y crecimiento de hongos comestibles nativos en residuos agroindustriales. *Scientia Agropecuaria* 8, 327 – 335.

Rodriguez, G. (2007). Cultivo de hongos comestibles. *Laboratorio de Hongos Comestibles y Medicinales Cátedra de Horticultura. Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional del Comahue*, 10-15.

Rodriguez, G. E., Martínez, D. A., Buglione, M. B., Filippi, M. V., & Agüero, M. S. (2018). Cultivo de *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) Kummer sobre orujo de pera: Evaluación de la productividad y composición química del sustrato biodegradado. *Anales de Biología* 40, 21-30.

Rossi, J. A., & Singleton, V. L. (1965). colorimetric of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *american journal of enology and viticulture*, 144-158.

Royse, D., & Schisler, L. (1980). Mushrooms: their consumption, production and culture development. *Interdiscip. Sci. Rev.*5, 324-332.

Salmones, D., Ballesteros-Hernández, H., Zulueta, R., & Mata, G. (2012). Determinación de las características productivas de cepas mexicanas silvestres de *Agaricus bisporus*, para su potencial uso comercial. *REVISTA MEXICANA DE MICOLOGÍA*, 9-15.

- Saltos-Giler, M. R., Mendieta-Morrillo, R. R., Intriago-Cool, M. E., De La Cruz-Balon, A., & López-Vera, M. R. (2017). Evaluación del crecimiento micelial y productivo de *Pleurotus sapidus* a nivel in vitro y sobre residuo de maíz (*Zea mays*). *revista la tecnica*, 16-24.
- Sánchez, J. E., Martínez-Carrera, D., Mata, G., & Leal, H. (2007). INVESTIGACIONES BÁSICAS, APLICADAS Y SOCIOECONÓMICAS SOBRE EL CULTIVO DE SETAS (*Pleurotus*) EN MÉXICO. *Investigaciones sobre el cultivo de setas (Pleurotus)*, 7-26.
- Sánchez, J. E., Royse, D. J., & Leal-L, H. (2007). *Cultivo, mercadotecnia e inocuidad alimenticia de Agaricus bisporus*. Tapachula, Chiapas, México: ECOSUR.
- Silva-Huerta, A., & Gaitán-Hernández, R. (2016). Aprovechamiento de residuos agrícolas locales para la producción de *Pleurotus* spp., en una comunidad rural de Veracruz, México. *Revista Mexicana de Micología*, 43-47.
- Silva-S., R., Fritz-F., C., & Cubillos, J. (2010). *MANUAL PARA LA PRODUCCIÓN DE HONGOS COMESTIBLES (SHIITAKE)*. Santiago.
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventos, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods Enzymol.* 299, 152-178.
- Suarez-Arango, C., & Nieto, I. J. (2013). cultivo biotecnologico de macrohongos comestibles: una alternativa en la obtencion de nutraceuticos . *revista iberoamericana de micologia*, 1-8.
- Velzaquez V, L. F., Saldarriaga O., Y., Garcia G., G., & Pineda G., F. (1987). tecnicas para la recoleccion y estudio macroscopico de hongos macromicetos. *actualidades biologicas vol.16 num. 60*, 47-52.