

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS
CARRERA DE BIOLOGIA



"Eficiencia Biológica, Biometria y Análisis Nutricional
de *Pleurotus ostreatus*, (Jacquin ex Fr.)
Kummer, (cepa sin esporas), sobre desechos
agrícolas de Baja California."



TESIS PROFESIONAL

que como requisito parcial para obtener el
Título de

B I O L O G O

presenta

MARCOS LIZARRAGA ESCOBAR

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS


EFICIENCIA BIOLOGICA, BIOMETRIA Y ANALISIS NUTRICIONAL DE
Pleurotus ostreatus (Jaquin ex fr.) Kummer. (Cepa sin esporas)
SOBRE DESECHOS AGRICOLAS DE BAJA CALIFORNIA.

TESIS

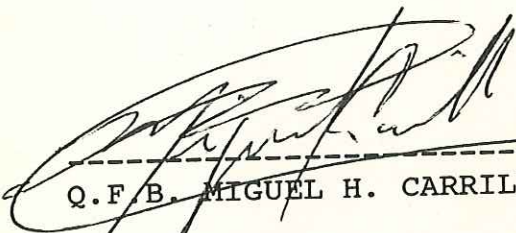
QUE PRESENTA:

MARCOS LIZARRAGA ESCOBAR


APROBADA POR:



BIOL. NAHARA AYALA SANCHEZ
PRESIDENTE DEL JURADO



Q.F.B. MIGUEL H. CARRILLO. M.
SECRETARIO



BIOL. EUSEBIO BARRETO ESTRADA
PRIMER VOCAL

A G R A D E C I M I E N T O S:

Son bastantes las personas que desde el inicio de mis estudios universitarios hasta la culminación del presente trabajo, mostraron grandes atenciones para mi como estudiante, desde las personas que amablemente ofrecían el "raite", el rentero que pacientemente esperaba el pago de la renta hasta que perdía las esperanzas y personas que me ofrecieron su casa incondicionalmente cuando estuve sin ella. Así como los amigos siempre listos para arrancar una sonrisa, invitar una comida o bien para levantar la moral cuando ésta estaba caída. Los maestros, pacientes unos, humildes y dedicados otros, siempre dieron lo mejor de sí. Los trabajadores universitarios (conserjes, laboratoristas, almacenistas, secretarias y administrativos), todos contribuyeron en algo.

Si, son muchas las personas que no solo en el transcurso de mis estudios universitarios, sino desde que me inicié en la vida han tenido grandes atenciones para conmigo, desde familiares y amigos de la infancia, maestros de educación primaria, media y media superior, así como compañeros de trabajo. Todos ustedes merecen mis más sinceros agradecimientos, un libro de 1000 páginas no sería suficiente para colocar el nombre de todos, pero todos, sinceramente y no como un cumplido, guardan un lugar muy especial en mi corazón.

A todos de verdad... muchas gracias !!!!!.

DEDICATORIA

A TI SEÑOR, POR PERMITIRME CONCLUIR UNA META MAS EN MI VIDA.

A MIS PADRES, ALVARO Y RAMONA, POR HABER APORTADO CADA UNO SU PARTE CORRESPONDIENTE DE MATERIAL GENETICO PARA QUE YO VINIERA A LA VIDA, Y HABERME INCULCADO DESDE PEQUEÑO VALORES QUE ME HAN AYUDADO A SALIR ADELANTE. A ELLOS CON TODO MI CARIÑO Y RESPETO QUE SE MERECEAN.

A LA MEMORIA DEL MAESTRO YESERO JUAN GUERRERO MEDINA (Q.D.P).
POR ENSEÑARME EL VERDADERO VALOR DEL TRABAJO.

A MIS HERMANOS, GILBERTO, FAUSTINO, CARLOS, ENRIQUE, ROSALIA, BLANCA, ALVARO, VICTOR HUGO, JOSE GUADALUPE, ADELA, OBDULIA Y SARA. POR SU APOYO ECONOMICO Y MORAL EN LOS MOMENTOS DIFICILES DE MI CARRERA.

A MIS SOBRINOS: LIZARRAGA LUQUE, LIZARRAGA LOPEZ, LIZARRAGA ROMAN, LIZARRAGA ROCHIN, BASTIDAS LIZARRAGA, LIZARRAGA MARTINEZ, LIZARRAGA ARREDONDO Y HERNANDEZ LIZARRAGA. QUIENES SIEMPRE HAN SENTIDO CURIOSIDAD E INTERES POR LO QUE HAGO Y ME HAN APOYADO CON SUS SONRISAS Y MUESTRAS DE AFECTO.

A TODOS MIS COMPAÑEROS Y AMIGOS DE LAS DIVERSAS GENERACIONES DE BIOLOGOS, DE TODOS GUARDO BONITOS RECUERDOS.

A MIS MAESTROS: POR SUS CONSEJOS, COMPAÑERISMO, AMISTAD, SIMPATIA, PACIENCIA Y DEDICACION.

A TODO AQUEL, QUE ESTE SENCILLO TRABAJO, PUEDA SERLE DE UTILIDAD.

RECONOCIMIENTO ESPECIAL:

A mi director y codirector de tesis Biol. Nahara Ayala Sánchez y Q.F.B Miguel H. Carrillo M. por la confianza y apoyo que depositaron en mí para la realización de éste trabajo, así como al Biol. Eusebio Barreto Estrada por su ayuda desinteresada en la revisión del mismo y por sus acertadas sugerencias para el análisis estadístico.

A mis sobrinos Gilberto, Alfredo y Omar Lizárraga Luque por su ayuda en la redacción del trabajo y por facilitarme amablemente su equipo de computo.

A mis compañeros de la asociación de Biólogos Egresados U. A. B.C por el esfuerzo que estan realizando para que ésta continúe adelante.

I N D I C E

APROBACION DEL TRABAJO	I
AGRADECIMIENTOS	II
DEDICATORIAS	III
RECONOCIMIENTO ESPECIAL	IV
INDICE DE TABLAS	V
INDICE DE FIGURAS	VI
RESUMEN	VII
I.- INTRODUCCION.....	01
II.- ANTECEDENTES.....	07
III.- OBJETIVOS.....	15
IV.- METODOLOGIA.....	16
1.0.- Acondicionamiento de infraestructura.....	16
1.1.- Area de expansión micelial.....	16
1.2.- Area de obtención de cuerpos fructíferos.....	17
1.3.- Area de almacenaje de substratos.....	18
2.0.- Expansiones miceliales.....	18
2.1.- Obtención de material biológico.....	18
2.2.- Expansión micelial primaria.....	19
2.3.- Expansión micelial secundaria.....	19
3.0.- Obtención y preparación de substratos.....	20
3.1.- Substratos utilizados.....	20
3.2.- Obtención de los substratos.....	20
3.3.- Preparación de substratos.....	20

3.4.- Pasteurización de substratos.....	21
4.0.- Inoculación de substratos.....	21
4.1.- Cantidad de inóculo.....	21
4.2.- Siembra de inóculo.....	22
5.0.- Incubación de substratos.....	22
5.1.- Tiempo de colonización de micelio sobre substratos...	22
6.0.- Determinación de parámetros de producción obtenidos y su análisis estadístico.....	23
6.1.- Obtención de parámetros biométricos.....	23
6.2.- Determinación de la eficiencia biológica.....	23
6.3.- Análisis bromatológicos.....	24
6.3.1.- Determinación de proteínas.....	24
6.3.2.- Determinación de carbohidratos.....	24
6.3.3.- Determinación de grasa.....	25
6.3.4.- Determinación de cenizas.....	25
6.3.5.- Determinación de fibra cruda.....	25
V.- RESULTADOS	26
1.- Incidencia de contaminantes.....	26
2.- Expansiones miceliales.....	26
2.1.- Expansión micelial primaria.....	26
2.2.- Expansión micelial secundaria.....	26
2.3.- Expansión del micelio sobre los substratos.....	28
3.0.- Obtención de cuerpos fructíferos.	29

4.- Obtención de las eficiencias biológicas.....	30
5.0.-Análisis estadístico.....	31
5.1.- Peso del carpóforo.....	31
5.2.- Altura del estípite.....	32
5.3.- Diámetro del estípite.....	33
5.4.- Diámetro del píleo.....	34
6.- Análisis bromatológico.....	35
6.1.- Determinación de proteínas.....	35
6.2.- Determinación de carbohidratos.....	36
6.3.- Determinación de lípidos.....	37
6.4.- Determinación de cenizas.....	38
7.0.-Substrato Orujo de Uva 100%.....	40
8.0.- Substrato Olote 100%.....	43
9.0.- Substrato Cascarilla de Algodón 100%.....	46
10.- Substrato Olote-Orujo de Uva 1:1.....	50
11.- Substrato Olote-Cascarilla de Algodón 1:1.....	54
12.- Substrato Cascarilla de Algodón-Orujo de Uva 1:1.....	58
VI.- DISCUSION.....	61
VII.- CONCLUSION.....	74
VIII.- RECOMENDACIONES.....	75
IX.- LITERATURA CITADA.....	76

INDICE DE TABLAS:

Tabla I: Análisis nutricional a diversos desechos agrícolas.
(modificada de Stamets y Chiltón)..... 8

Tabla II: Cantidad de inóculo utilizado en el substrato y pH al
momento de la inoculación..... 22

Tabla III: Condiciones ambientales en las que se mantuvo el
cuarto de cultivo durante el tiempo de incubación de los
substratos..... 23

Tabla IV: Tiempo total de colonización sobre el substrato y el
tiempo total en que cada substrato permaneció en incubación hasta
el retiro de bolsas y cambio de condiciones ambientales..... 28

Tabla V: Tiempo transcurrido desde inoculación en substratos
hasta levantamiento del experimento..... 29

Tabla VI: Biomasa (peso en gr. de hongos) obtenida por cosecha en
cada uno de los substratos..... 30

Tabla VII: Variación del peso de los carpóforos de P. ostreatus
obtenidos a partir de seis substratos diferentes..... 31

Tabla VIII: Variación de la altura del estípite del carpóforos de
P. ostreatus obtenidos a partir de seis substratos
diferentes..... 32

Tabla IX: Variación del diámetro del estípite de carpóforos

obtenidos a partir de seis substratos diferentes.....	33
Tabla X: Variación del diámetro del píleo de carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos a partir de seis substratos diferentes....	34
Tabla XI: Valores porcentuales de proteínas determinados al substrato inicial y final, así como a carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos de cada substrato.....	35
Tabla XII: Valores porcentuales de carbohidratos determinados al substrato inicial y final, así como a cuerpos fructíferos de <u>P. ostreatus</u> , de los diferentes substratos empleados.....	36
Tabla XIII: Valores porcentuales de grasa determinados a los substratos inicial y final, así como de cuerpos fructíferos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos a partir de cada substrato.....	37
Tabla XIV: Porcentaje de cenizas obtenidos del substrato inicial y final, así como a los carpóforos obtenidos de cada uno de los substratos.....	38
Tabla XV: Datos obtenidos a cuerpos fructíferos de <u>P. ostreatus</u> cosechados del substrato orujo de uva al 100%.....	40
Tabla XVI: Valores obtenidos del análisis nutricional practicado al substrato inicial y final de orujo de uva 100%, así como al producto.....	41
Tabla XVII: Valores de media y desviación estandar, resultantes de los diferentes parámetros obtenidos de cuerpos fructíferos en	

el substrato orujo de uva.....	42
Tabla XVIII: Datos resultantes de los carpóforos obtenidos a partir del substrato olote 100%.....	43
Tabla XIX: Análisis bromatológico aplicado a olote al 100%, al producto obtenido a partir del substrato y al substrato final cuando ya se ha agotado la producción de hongos.....	44
Tabla XX: Obtención de medias y desviaciones estandar a partir de los datos resultantes de los parámetros obtenidos a los cuerpos fructíferos de <u>P. ostreatus</u>	45
Tabla XXI: Datos obtenidos a partir de cuerpos reproductivos de <u>P. ostreatus</u> , durante el tiempo que duró el ciclo.....	46
Tabla XXII: Valores porcentuales obtenidos del análisis nutricional practicado al substrato inicial y final, y al producto obtenido.....	47
Tabla XXIII: Obtención de medias y desviación estandar, de los parámetros obtenidos a partir de carpóforos de <u>P. ostreatus</u> cultivados sobre cascarilla de algodón al 100%.....	48
Tabla XXIV: Datos derivados de cuerpos reproductivos obtenidos del substrato olote-orujo de uva.....	50
Tabla XXV: Análisis nutricional practicado al substrato compuesto por olote-orujo de uva en crudo (inicial), y final ya que se ha agotado la última cosecha, y al producto obtenido.....	51

Tabla XXVI: Obtención de medias y desviaciones estandar de cuerpos fructíferos de <u>P. ostreatus</u> , del substrato compuesto por olote-orujo de uva.....	52
Tabla XXVII: Datos derivados de cuerpos fructíferos obtenidos del substrato olote-cascarilla de algodón.....	54
Tabla XXVIII: Análisis nutricional practicado al substrato inicial antes de la inoculación, y al substrato final ya que se ha agotado la última cosecha y al producto obtenido.....	55
Tabla XXIX: Obtención de medias y desviación estandar de los parámetros obtenidos de los carpóforos del substrato olote-cascarilla de algodón.....	56
Tabla XXX: Resultados obtenidos de carpóforos derivados de cascarilla de algodón-orujo de uva.....	58
Tabla XXXI: Análisis bromatológico practicado al substrato compuesto por cascarilla de algodón-orujo de uva en crudo, al producto y al substrato final despúes de la última cosecha...	59
Tabla XXXII: Análisis estadístico practicado a los diferentes parámetros obtenidos del producto cascarilla de algodón-orujo de uva.....	60

INDICE DE FIGURAS

Figura 1: Expansión micelial en bacto-agar enriquecido con ejote.	27
Figura 2: Expansión micelial sobre grano (sorgo).....	27
Figura 3: Expansión micelial sobre los seis diferentes substratos empleados listos para el retiro de bolsas y cambio de parámetros ambientales.....	28
Figura 4: Parte de la producción obtenida de <u>P. ostreatus</u> en la primera cosecha a partir del substrato orujo de uva 100%.....	39
Figura 5: <u>P. ostreatus</u> , creciendo sobre orujo de uva 100%.....	40
Figura 6: Primordios de <u>P. ostreatus</u> creciendo sobre el substrato olote 100%.....	43
Figura 7: Carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos sobre cascarilla de algodón 100% durante la primera cosecha.....	47
Figura 8: Carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos en la primera cosecha a partir del substrato olote-orujo de uva mezclado en proporción 1:1.....	49
Figura 9: Carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos en la primera cosecha a partir del substrato olote-cascarilla de algodón mezclado en proporción 1:1.....	53
Figura 10: Carpóforos de <u>P. ostreatus</u> obtenidos en primera cosecha a partir del substrato cascarilla de algodón-orujo de uva mezclado en proporción 1:1..	57

Resumen:

Se determinó la eficiencia biológica (E. B.) de una cepa de Pleurotus ostreatus (Jacquin ex Fr.) Kummer, (sin esporas), usando como substratos sin fermentar cascarilla de algodón al 100% ; orujo de uva al 100% ; olote al 100 % y mezclas 1:1 de: cascarilla de algodón y orujo de uva, cascarilla de algodón y olote, olote y orujo de uva. Logrando E. B. de 45 a 95%, obteniéndose los mejores resultados en los substratos mezclados 1:1 con las E. B. siguientes: olote y cascarilla de algodón 95% ; orujo de uva y cascarilla de algodón 79% ; olote y orujo de uva 69.4% ; olote 57% ; orujo de uva 53% ; y cascarilla de algodón con 45.8%.

Se practicó un análisis bromatológico al producto obtenido de cada substrato, al substrato inicial antes de la inoculación, y al substrato final después de la última cosecha. Se observó que hay un aumento significativo de proteínas y cenizas, y una disminución de carbohidratos y grasas en el substrato final con respecto al substrato inicial. El análisis nutricional a los productos derivados de cada substrato registraron entre 28 y 34.5% de proteínas ; 15.9 a 50 % de carbohidratos totales ; 1 a 2% de grasa cruda ; 8.1 a 10.7% de cenizas y de 7.1 a 37.7% de fibra cruda.

El análisis biométrico mostró diferencias significativas en el peso del carpóforo, la altura y diámetro del estípite y diámetro del carpóforo, en relación con algunos substratos y similitudes en relación con otros, según el tipo de substrato utilizado. Además se observaron algunas diferencias significativas de los mismos parámetros en el transcurso de las cosechas en relación con un solo substrato.

I N T R O D U C C I O N

Hoy en día, se acepta que aproximadamente dos terceras partes de la humanidad viven en constante estado de hambre, siendo los principales países afectados asiáticos, africanos y latinoamericanos, y se espera que por su constante incremento poblacional, habría que triplicar la producción alimentaria (Ramos, 1987).

Entre las propuestas para resolver problemas alimentarios se encuentra el cultivo masivo de peces e invertebrados marinos, así como de algas, insectos comestibles y la creación de razas híbridas de arroz, trigo, maíz y otros cereales, pero biólogos expertos han declarado que esto no es la respuesta total al problema (op. cit.).

El cultivo de los hongos comestibles se presenta como otra alternativa real para mejorar las necesidades nutricionales de las poblaciones humanas que habitan en los países subdesarrollados, ya que el costo de producción es bajo y se obtienen grandes cantidades de hongo fresco en poco tiempo con un alto contenido de proteínas (Martínez et al, 1984).

Entre las ventajas que ofrece el cultivo de los hongos, está que ciertas especies como la Morchella, de la que pueden lograrse fructificaciones en sus medios naturales añadiendo basura doméstica o de las industrias que utilizan manzanas, en particular cáscara y bagazo. En el caso del champiñón, se emplea una mezcla de estiércol de caballo, bagazo de caña, cascarilla de

algodón, paja de arroz y otras gramíneas. Otros hongos como Volvariella volvacea y Pleurotus ostreatus, son cultivados sobre residuos vegetales tales como paja de arroz, hojas de plátano desecadas, lirio acuático, desechos de algodón y de caña de azúcar, de la estructura fibrosa que recubre el coco, fragmentos de papel, olotes de maíz, etc. (Herrera y Ulloa, 1990).

Actualmente, grandes extensiones de tierra son utilizadas en la producción de forrajes para ganado, por lo que el hombre compite con el mismo por su alimentación, además de que las técnicas de monocultivo han llevado a la erosión o pobreza extrema de millones de hectáreas de suelo (Ramos, 1987).

Recientemente países asiáticos se han dado a la tarea de buscar forrajes económicos, y a cultivar hongos (Auricularia), como alimento para el ganado (Herrera y Ulloa, 1990).

Se conoce que P. ostreatus posee acción fenoloxidasa, y es capaz de atacar compuestos fenólicos y sus derivados, incluyéndose la lignina, por lo que el cultivo de éste hongo sobre desechos agrícolas, abre las posibilidades de obtener a corto plazo y en poco espacio, cantidades significativas de proteínas para el hombre y un buen forraje no convencional y de bajo costo, así como un fertilizante para el suelo (Martínez et al. 1984).

México cuenta con una gran extensión territorial donde se dan diversidad de climas y diferentes tipos de vegetación. Estos forman distintos mosaicos ecológicos con características propias

que van desde las zonas semiáridas del norte, hasta los bosques tropicales del suroeste. Es un país básicamente agrícola, donde los cultivos principales son el maíz, sorgo, trigo, frijol, café, caña de azúcar entre otros, mismos que generan cantidades significativas de residuos lignocelulósicos, a los que se les presta poca atención siendo su utilidad casi nula (op. cit).

En Baja California los cultivos principales son el algodón, maíz, sorgo, trigo, frijol, avena, cebada, vid, olivo, y otros, de los que también se generan desechos agrícolas y cuyo destino es: incorporado al terreno o quemado 88.3%; aprovechado en pastoreo, 10% y consumido en pesebre, 1.7 % (Flores, 1983).

Los hongos poseen un alto valor nutritivo, del 30 a 50% de proteínas en peso seco y de 3 a 5 % sobre peso fresco. Si se compara éste resultado con los de otros alimentos se comprueba que es el doble de lo que presentan los espárragos y la col; cuatro veces más de lo que contienen las naranjas y veinte con respecto a las manzanas. Además, los hongos contienen los aminoácidos esenciales, y son especialmente ricos en lisina y leucina, de los que carecen la mayoría de los cereales (Chang y Miles, 1984). Son ricos en minerales como hierro, calcio, fósforo y manganeso, en vitaminas como tiamina (B1), riboflavina (B2), D, niacina y ácido pantoténico, piridoxina (B6), ácido nicotínico, ácido fólico, ácido ascórbico (vitamina C), ergosterina (provitamina V2), y biotina (vitamina H) (Vedder, 1984).

Otros tienen además un valor medicinal, tal es el caso de

Lentinus edodes, Ganoderma lucidum, Hericiium erinaceus, Tremella fuciformis, entre otros. (Oei, 1991), cuyos efectos han sido comprobados en animales de laboratorio. Los trabajos fueron dirigidos para estudiar enfermedades de tipo: cancerígeno, hematológico, renal, viral y cardiovascular (Hofte, 1992).

Además juegan un papel importante en el equilibrio de los bosques, ya sea como parásitos que causan enfermedades a las plantas, o actúan como saprófitos, esto es descomponiendo la materia orgánica (Moreno et al. 1986).

También las hifas de ciertos hongos forman asociaciones simbióticas con las raíces de las plantas, y sin esta asociación, una gran mayoría de plantas no podrían sobrevivir en comunidades competitivas en los hábitats naturales sobre suelo. Estos hongos provocan un aumento en la solubilidad de las sales minerales del suelo; mejoran la absorción de los nutrientes de las plantas huésped; dan protección a las raíces del huésped frente a organismos patógenos; producen hormonas vegetales de crecimiento y transportan glúcidos de una planta a otra (Alexopoulos y Mims, 1985).

Los hongos requieren de carbono, oxígeno, hidrógeno, nitrógeno, azufre, fósforo, potasio y magnesio. Son capaces de sintetizar sus propias proteínas, utilizando fuentes inorgánicas u orgánicas de nitrógeno y diversos elementos minerales esenciales para su crecimiento (Castillo, 1987). Por regla general la glucosa, sacarosa o maltosa, son las mejores fuentes

de carbono, y los compuestos orgánicos nitrógenados la mejor fuente de nitrógeno; le siguen los compuestos amoniacaes y los nitratos. Estos almacenan el exceso de alimento en forma de glucógeno o de aceite, pero son las enzimas que un hongo pueda producir las que determinan la capacidad para utilizar como alimento ciertas substancias (Alexopoulos y Mims, 1985).

Los hongos también requieren de varios factores físicos. El rango de temperatura está entre 20 y 30 grados centigrados y un pH ácido para su crecimiento cuyo óptimo varia entre 5 y 6.5 para la mayoría de las especies investigadas. Aunque la luz no es necesaria para el crecimiento de los hongos, resulta esencial para la esporulación de varias especies (Deacon, 1988).

P. ostreatus posee un alto contenido proteínico, así como vitaminas y minerales, su valor nutritivo es equiparable al del huevo, contiene poca grasa y buen sabor (Calderón, 1987).

Estudios químicos practicados al desecho final después de la última cosecha, han demostrado que la lignina, cafeína, fenoles y taninos son degradados durante el ciclo, por lo que este residuo, sería un alimento de buena calidad para la cría de ganado, por su fácil digestibilidad y por el alto valor proteínico del micelio (Martínez y Guzmán, 1984).

Por lo antes señalado, se plantea la necesidad de encontrar mecanismos adecuados mediante los cuales se logre reciclar aceleradamente estos productos en los ecosistemas sin alterar el medio ambiente. Una de las opciones más viables y prometedoras

en la industrialización de tales desechos, es el cultivo de los hongos.

En Baja California actualmente se cultivan aproximadamente 9 000 ha de vid, distribuidas en Valle de Guadalupe, Santo Tomás, San Vicente, Tecate y Mexicali, además de grandes volúmenes de algodón y de cereales, de los que se generan cantidades apreciables de desechos, por lo que es importante realizar estudios tendientes a la utilización de los mismos, contribuir al saneamiento del medio ambiente mejorar los hábitos alimenticios de la población, y generar divisas. Por lo antes expuesto, en el presente trabajo se realizaron ensayos para lograr información sobre la utilización de estos desechos agrícolas en el cultivo de P. ostreatus determinando su E. B., y en base a un análisis bromatológico conocer la cantidad de nutrientes que éstos poseén.

A N T E C E D E N T E S

Los hongos como las plantas, han sido recolectados y consumidos por el hombre desde tiempos inmemoriales (Muller, 1976). Los primeros antecedentes sobre cultivo de hongos se tienen de pequeños insectos himenópteros (hormigas), que se nutren de plasma micelial y carpóforos. Para ello eligen el terreno y transportan fragmentos de micelio al mismo, buscan las sustancias vegetales necesarias para el hongo y son trituradas y dispuestas de tal forma que sean utilizadas por las hifas, estimulando así la formación de carpóforos (Nonis, 1981).

Los primeros intentos por cultivar hongos por parte del hombre se dieron en China y Japón, con Lentinus edodes en el año 60 D. C. aunque Plinio y Discorides ya antes habían cultivado Pholiota aegerita (Poppe, 1992). En la actualidad se conocen aproximadamente 500 especies de hongos comestibles, pero solo alrededor de 20 han sido cultivados artificialmente y la mitad de ellos son cultivados a escala comercial en algunas partes del mundo (Quimio, 1990).

P. ostreatus, es un hongo comestible muy apreciado que crece naturalmente sobre árboles vivos o madera en descomposición, así como sobre desechos agropecuarios. (López, 1985). Su composición nutritiva en peso seco es de 10.5-30.4% de proteína cruda, 1.6-2.2% de grasa, 57.5-81.8% de carbohidratos totales, 7.5-8.7% de fibra y 6.1-9.8% de cenizas (Poppe, 1992).

Por sus antecedentes de cultivo comercial en desperdicios

vegetales, varios investigadores se han interesado en P. ostreatus usando como substrato diferentes tipos de materiales lignocelulósicos, aserrín de varias clases de madera, paja de casi todo tipo de cereales como arroz, avena, cebada, centeno, mijo, maíz (incluyendo olotes) y trigo (Leal, 1985).

Desechos agrícolas tales como la cascarilla del algodón, olotes y bagazo de la uva, han sido utilizados en la alimentación del ganado, en algunos casos sólo como relleno para mitigar el hambre y enriquecidos con otros nutrientes ya que por lo común son pobres en ellos (Flores, 1983).

Stamets y Chiltón, (1983), muestran tablas acerca de la composición nutritiva de diferentes productos y desechos agrícolas, entre los que aparecen la cascarilla de algodón, olotes y orujo de uva, mostrando los siguientes valores:

Tabla I. Análisis nutricional a diversos desechos agrícolas. (modificada de Stamets y Chiltón, 1983).

Desecho agrícola	proteína cruda %	grasa cruda %	carbohidratos totales %	fibra cruda %	cenizas %
Olotes	2.3	0.4	54	32.1	1.6
Casc. de alg.	3.9	0.9	37.2	46.1	2.6
Orujo de uva	12.12	6.9	36.7	30.2	5.0

P. ostreatus ha sido cultivado en Europa y Asia desde tiempos muy antiguos. Actualmente se le cultiva en Hungría, Italia y este de Alemania, siendo el segundo hongo comestible cultivado en Europa, superado solo por Agaricus bisporus (Chang y

Miles, 1984).

En las Filipinas actualmente el cultivo de Pleurotus ha recibido mucha atención, ya que puede ser cultivado sobre una gran variedad de desechos agrícolas e industriales; diversas pajas, olotes, desechos de algodón, fibra de arroz, etc. además de que no requiere de condiciones estrictas de cultivo. Chang y Quimio, 1982. (citado por Chang y Miles, 1984).

El cultivo de los hongos en países como Japón, Corea, Taiwan y China Oriental, ha crecido más de diez veces durante los últimos años comparándose con la industria de las computadoras y dejando muy atrás a cultivos agrícolas tradicionales. las especies cultivadas son Lentinus edodes, Pleurotus ostreatus, Flamulina velutipes y Ganoderma lucidum (Lee, 1984).

Zadrazil, (1978); hace referencia sobre la morfología de las diversas especies de Pleurotus, y la influencia de las condiciones climáticas sobre el desarrollo de cuerpos fructíferos, los efectos del bióxido de carbono y la luz, así como la temperatura, pH y oxígeno.

Jablonsky, (1981); quien trabajó con Pleurotus ostreatus var. florida sobre olote de maíz, observó un incremento de 0.38 a 0.70 (mg/ml) en la concentración de proteínas en la capa superficial de pilotes de substrato con micelio en fase de expansión micelial terciaria en el substrato agotado.

Stamets y Chiltón, (1983); marcaron los parámetros

ambientales de humedad, aereación, temperatura, bióxido de carbono y luz, bajo los cuáles se desarrollan el micelio en el grano, estimulación a la fructificación y obtención de carpóforos con una eficiencia biológica (E. B.) de 100% sobre paja.

Martínez-Carrera, (1984); estudió el comportamiento de cuatro cepas de P. ostreatus bajo tres condiciones: 1) incubación a 29 grados centígrados en obscuridad; 2) crecimiento a temperatura ambiente en laboratorio y 3) incubación a temperatura ambiente en obscuridad. Encontró que todas las fructificaciones solo se observaron en presencia de luz y temperatura ambiente.

Martínez y Morales, (1988); estudiaron la variación morfológica y fisiológica de P. ostreatus que crecían sobre diversos substratos en Xalapa, Veracruz, caracterizándolas en 5 temperaturas diferentes. Encontrando variación en el tamaño y color de los cuerpos fructíferos y cierta relación entre el color de la esporada y el substrato sobre el que crecían los hongos.

En Guatemala fué instalada una planta productora de Pleurotus ostreatus utilizando como substrato la pulpa de café y reportaron una E.B. de 140% (De León-Chocooj, et al. 1984).

Martínez y Guzmán, (1984); propusieron el cultivo de los hongos comestibles en México como alternativa para cubrir las necesidades proteínicas y nutricionales de la población en los países subdesarrollados.

Martínez, et al. (1985); cultivaron P. ostreatus sobre

pulpa de café mezclada con paja de cebada en una relación 2:1 con diferentes períodos de fermentación. La E.B. más alta fué de 102.68% de la cepa INIREB-8 con substrato de cinco días de fermentación. Después de diez días de fermentación del substrato, la E. B. del hongo disminuyó hasta ser nula en el substrato con veinte días de fermentación.

Mahmoud y El-Kattan, (1986); cultivaron Pleurotus estudiando la influencia de la cantidad de inóculo sobre la producción. Ensayaron con cantidades entre 0.5 y 4% observando que a mayor cantidad de inóculo se presenta mayor crecimiento y producción.

Leal, et al. (1986); realizaron un experimento para cultivar P. ostreatus sobre desechos de nopal (Opuntia ficus indica), observaron que éste sustrato puede ser usado óptimamente para el cultivo comercial de P. ostreatus.

Martínez et al. (1986); cultivaron P. ostreatus sobre hojas usadas en la extracción de aceites esenciales, tales como zacate limón (Cymbopogon citratus), canela (Cinnamomun zeylanicum) y pimienta negra (Piper nigrum). La E. B. que observaron en P. ostreatus fué de 113.01 % en hojas de zacate limón; de 81.85 y 56.79% en hojas de canela y pimienta negra respectivamente.

Martínez y Guzmán, (1986); cultivaron diferentes especies de Pleurotus sobre pulpa de café, obteniendo una E.B. para P. ostreatus de 159.95 % , P. floridanus 175.8 % , P. sajorcaju 128.12%, P. opuntiae 76.07%; y de 46.6% en P. salmoneo-stramineus.

En el cultivo de P. ostreatus sobre pulpa de cardamomo, se obtuvo una E. B. de 113.64% (Morales, 1987)

Guzmán-Davalos et al. (1987b); al usar bagazo de caña de azúcar fermentado por 5, 6, y 7 días obtuvieron una E. B. en P. ostreatus de 49.08 % y 51.05 % en P. floridanus.

Soto y colaboradores, (1987); emplearon pulpa de café secada al sol durante diferentes tiempos y reportaron una E.B. de 152.70%, en pulpa de café almacenada por 12 meses mientras que la menor fué de 142.45 % en pulpa con 7 meses de almacenada.

Utilizando bagazo de maguey tequilero no fermentado, Guzmán-Davalos et al (1987a); obtuvieron una E.B. de 60.2%.

Bisaria et al, (1987); al obtener carpóforos de Pleurotus determinaron que contiene una baja cantidad de grasa (2%) comparado con Agaricus (8%), Lentinus (5%) y Volvariella 10%. así como que la cantidad de carbohidratos solubles e insolubles varía de 25 a 29% y de 11.9 a 21.8% respectivamente. La fibra cruda varía de 11 a 17%.

Acosta, et al. (1988); cultivaron cepas de P. ostreatus sobre tamo de maíz, olote de maíz, y bagazo de caña de azúcar, obteniendo E. B. de 186% para el primero, 50.5 y 15.7 para el segundo y tercero respectivamente.

Martínez et al. (1988); midieron la E.B. de diferentes cepas de P. ostreatus sobre pulpa de café y cebada obteniendo 138.13% y 96.04 %. respectivamente.

Silanikove et al. (1988); Cultivando Pleurotus sp. encontraron que la pérdida de materia orgánica después del crecimiento fúngico sobre substratos fermentados de paja de algodón fué más baja que sobre nutrientes estandares constituidos por trigo y alfalfa. Determinaron también que el tiempo entre la inoculación y la primera cosecha fué más corto cuando se utilizó la paja de algodón. Incluyeron en éste estudio un análisis bromatológico determinando para el substrato inicial una cantidad de proteína cruda de 8%, 56.4% de carbohidratos y 7.3% de cenizas. Para el substrato agotado la cantidad de proteínas fué de 8.4%, 52.5% de carbohidratos y 11.9% de cenizas.

Soto et al. (1988a); cultivaron P. ostreatus y P. floridanus sobre bagazo de caña de azúcar mezclado con rastrojo de maíz. En P. ostratus la E.B. fué de 30.20% en bagazo de caña al 100% y de 60.18% en bagazo de caña y rastrojo de maíz. En P. floridanus obtuvieron una E.B. de 105.26 % en la mezcla de bagazo de caña de azúcar y rastrojo de maíz y de 34.57% en bagazo de caña al 100%, por lo que recomiendan el uso de caña mezclado con rastrojo de maíz.

Soto, et al. (1988b); usaron P. ostreatus INIREB-8 y P. floridanus INIREB-4 usando el bagazo del maguey tequilero que a sufrido un proceso de fermentación aerobia controlada durante 1, 5, 9, 11, 20, 30 y 40 días. Donde P. ostreatus mostró E.B. de 78.16% a los 20 días de fermentación del bagazo y P. floridanus mostró E.B. de 84.43% en el mismo tiempo.

Chávez y Pérez, (1989); en Baja California propusieron el

aprovechamiento de la cascarilla de algodón en el cultivo de P. ostreatus. Reportan una E. B. de 52%.

Gaitan, (1989). Obtuvo cuerpos fructíferos de P. ostreatus en laboratorio sobre zacate buffel (Cenchrus ciliaris) y viruta de encino (Quercus sp.), y reporta una E. B. de 82.27% para el primero y de 13.68 % para el segundo.

Soto, et al. (1989); estudiaron el crecimiento y la producción de una cepa de P. ostreatus sobre bagazo de maguey tequilero (Agave tequilana) fermentado y mezclado con paja de trigo. Los resultados mostraron una E.B. de 96.4 % .

Valencia et al., (1990); cultivarón P. ostreatus sobre lirio acuático, obteniendo una E. B. de 47%.

Objetivo general:

Determinación de la eficiencia biológica, valor nutricional y biometría de Pleurotus ostreatus sobre desechos agrícolas de Baja California.

Objetivos particulares:

- a) Determinar la factibilidad de usar los desechos agrícolas de la región como alternativa para el cultivo de Pleurotus ostreatus.

- b) Determinar la cantidad de nutrientes tanto en los substratos como en los productos, mediante análisis bromatológicos.

- c) Caracterización biométrica de P. ostreatus cultivado en diversos desechos agrícolas de Baja California.

M E T O D O L O G I A

La metodología general del proceso del cultivo fué la sugerida por Zadrazil, (1978).

1.- "Acondicionamiento de Infraestructura "

Se prepararon dos áreas de trabajo: una para expansión micelial y otra para obtención de cuerpos fructíferos.

1.1 area de expansión micelial:

Para expansión micelial se procedió a dividir en dos secciones el laboratorio, cuya área es de 21 m² de tal forma que permitiera trabajar en condiciones de asepsia. Para esto se construyó un muro con barrotes de madera 2 X 4 X 10, con una puerta de tambor a uno de los costados de 0.8 X 2 m. Se forró el muro con plástico doble de color negro tanto externa como interiormente y se aseguró el plástico con tablillas de 4 X 1 cm. Enseguida se hicieron adaptaciones para instalar una cámara de flujo laminar, a la que se le adaptó un interruptor de encendido y apagado, una base de madera forrada con formaica y dos hojas de acrílico transparente, las que fueron pegadas con silicón. Se instaló además en el cuarto una cámara ambiental, dos incubadoras, una cámara de guantes y una autoclave. Después se atomizó alcohol en el cuarto y en el equipo empleado y por último se roció con Lysol (fungicida comercial) el local. Hecho lo anterior se cerró éste perfectamente.

Posteriormente se procedió a hacer ensayos para determinar la incidencia de contaminantes ambientales e identificar a los más comunes. Se prepararon 40 cajas de Petri

con medio nutritivo Sabouraud y se hizo un simulacro de inoculación. Con los contaminantes encontrados se hicieron frotis en portaobjetos y se observaron al microscopio con KOH al 10 % las estructuras reproductivas. Después, y con ayuda de bibliografía especializada se logró su identificación a nivel de género.

A continuación se procedió a limpiar el cuarto y el equipo usado. Con hipoclorito de sodio al 30%, se lavaron techos, muros y pisos, después se atomizó y se limpió el equipo con alcohol, enseguida se roció con Lysol y se cerró perfectamente.

Una vez desinfectado el cuarto, se repitió el ensayo para determinar el índice de contaminación persistente, tanto en cámara de flujo laminar, en el exterior y en el equipo.

1.2.- Area para obtención de cuerpos fructíferos.

Un cuarto de 6 m de largo por 2 m de ancho, fué dividido por un muro con barrote de madera 2 X 4 X 10 , forrado con plástico negro doble y reforzado con tablillas de 4 X 1 cm. Se colocó una puerta de tambor en el centro; aparato de aire acondicionado en una de las paredes; una extensión con un foco de 25 watts, conectado a un "Timer" con fotoperiodo 12/12 hrs; termómetro convencional de 10- 100 grados centígrados y un higrómetro marca Arguide modelo 521. Se adaptaron cuatro literas de tres niveles de 0.6 X 0.9 mt, construidas de barrote 4 X 4, tabla shelvin núm.1 de 1 X 8 y fajilla 2 X 1 clavadas en forma seguida con dos cm. de diferencia. Toda la madera de pino fué primeramente lijada y posteriormente pintada de esmalte color blanco. Luego se

determinó el índice de contaminación del cuarto y a identificar los principales contaminantes; se prepararon 40 cajas de Petri con medio nutritivo PDA (Agar Papa Dextrosa) y se colocaron estratégicamente 20 cajas abiertas, cada una con su testigo durante un lapso de 15 minutos, de las cajas de Petri que presentaron contaminación, se hicieron frotis en portaobjetos y se observaron sus estructuras reproductivas al microscopio con KOH al 10 %. Se desinfectó el cuarto lavando con hipoclorito al 30 %, techo, piso, camas y muros. Enseguida se roció con alcohol y Lysol.

Se hizo un nuevo ensayo para valorar la contaminación remanente y se encontró entre 10 y 15 %. lo que se considero apto para incubar los substratos.

1.3 .- Area de almacenaje de substratos.

Se acondicionó una pequeña bodega dónde se guardarón olotes, cascarilla de algodón y orujo de uva, 60 Kg de c\u, y otros utensilios utilizados.

Fase 2.- Expansión micelial.

2.1.- Obtención de material biológico.

A partir de una cepa de P. ostreatus (sin esporas) de Fungi Perfecti Company, se procedió a expandirla para así tener material biológico y hacer los ensayos correspondientes. A 50 tubos de ensaye de 25 ml y provistos con tapón de rosca previamente esterilizados en el autoclave durante 20 min. a 15 lb de presión, se les agregó 8 ml de bacto agar enriquecido con ejote, y se colocaron en una inclinacion de 40 grados. Una vez

que hubo gelificado el medio, se procedió a la inoculación. A ésta expansión micelial se le llamó F1.

2.2.- Expansión micelial primaria:

Se utilizaron dos medios nutritivos, bacto agar y bacto agar enriquecido con ejote, 40 cajas de Petri de 85mm de diámetro para cada uno. Se disolvieron 65g de bacto agar en 1000 ml de agua destilada, se esterilizó durante 20 minutos en autoclave a 15 lb. de presión después en la cámara de flujo laminar se vació el contenido sobre cajas de Petri previamente esterilizadas. Una vez gelificado el bacto agar se inocularon con F1 y se incubaron a 24 grados centígrados, los parámetros a medir fueron la velocidad de crecimiento, color y densidad del micelio.

En la preparación del bacto agar enriquecido con ejote se hizo lo siguiente: 200 g de ejote picados en trozos de un cm son hervidos en 800 ml de agua; luego son retirados del agua cuando tienen un vire de color amarillo paja y estos se licuan en la misma agua en que hirvieron. Enseguida se pasan por una coladera de poro chico, se toman 80 ml y se agregan a 65g de bacto agar y se afora a un litro de agua.

2.3.- Expansión micelial secundaria:

Una vez lograda la expansión micelial primaria, se procedió a lavar perfectamente 20 frascos de cristal de 800 ml de boca ancha marca "mason jars". A 10 frascos se les agregó Sorgo y a los otros 10 trigo, 300 g a cada uno y se cubrieron con una solución de carbonato de calcio al 2 %. Se dejaron en reposo durante 24 hr. Posteriormente se les tiró el agua y se

esterilizaron en el autoclave durante 20 minutos a 15 libras de presión. Se dejaron en reposo otras 24 hr y se volvieron a esterilizar bajo las mismas condiciones. Se dejaron enfriar durante 4 - 6 hrs en el cuarto de trabajo a temperatura ambiente y se inocularon con F2 en la cámara de flujo laminar pasando posteriormente a la cámara de guantes a 24 grados centígrados en obscuridad total. Los parámetros a medir fueron el tiempo de expansión total del inóculo sobre el grano y las características macroscópicas (densidad y color). A la expansión micelial en grano se le llamó F3.

3.- Obtención y preparación de substratos.

3.1 Substratos utilizados:

(1) Olotes 10 kg, (2) Orujo de uva 10 kg, (3) Cascarilla de algodón 10 kg, (4) 5 kg de olote + 5 kg de orujo de uva, (5) 5 kg de olote + 5 kg de cascarilla de algodón. (6) 5 kg de orujo de uva + 5 kg de cascarilla de algodón.

3.2.- Obtención de los substratos.

La cascarilla de alg. (50 Kg.) fué traída de Mexicali B. C. Una parte fué donada por un campesino del Ejido Sinaloa y otra donada por una casa comercial que se dedica a la producción de alimento para ganado. El Orujo de Uva se obtuvo en Valle de Guadalupe (Vinos L. A. CETTO) y el Olote se consiguió en el Ejido Chapultepec, Ensenada, en los puestos que se dedican a vender elotes cocidos y tamales de elote.

3.3.- Preparación de substratos.

El orujo de uva fué secado al sol durante 10 días, removido por la mañana y mediodía. Se recogía por la noche para evitar su hidratación por la brisa nocturna.

El olote fué secado a 40-45 grados centígrados por 7 días, posteriormente con una caguayana fué partido en trozos pequeños de 1.5 cm cuadrados.

La cascarilla de algodón no recibió tratamiento de secado, ésta fué utilizada tal y como se obtuvo.

3.4.- Pasteurización de substratos.

Para cada uno de los substratos se siguió la siguiente técnica de pasteurización e inoculación:

El substrato se introdujo en bolsas de manta de cielo de 0.4 X 0.5 m y éstas se sumergieron en agua a 70-80 grados centígrados durante un tiempo de 40 minutos. Para esto se utilizó una tina de lámina galvanizada de 70 cm de diámetro por 30 cm de profundidad. Pasado el tiempo se escurrió el exceso de agua y se procuró su enfriamiento a temperatura ambiente sobre una mesa de madera de 1.8 X 0.8 m.

4.0.- Inoculación de substratos.

Teniendo ya listo el "blanco" y acondicionado el cuarto, se procedió a la inoculación de los substratos.

4.1.- Cantidad de inóculo:

Para la inoculación se utilizarón 10 Kg de substrato y de 300 a 600 g de inóculo a un pH que fluctuó entre 4 y 5.5. Las características de cada substrato se presentan en tabla II.

Tabla II: Cantidad de inóculo utilizado en el substrato y pH al momento de la inoculación.

Substrato	Kg. de substrato utilizado	cantidad de inóculo	pH del subst. al inocular
Orujo de uva	10	300 g	4
Olote	10	600 g	5.5
Casc. de alg.	10	600 g	4
Olo-or. de uva	5 Kg.de c/u	300 g	4
Olo-casc. de alg.	5 Kg.de c/u	600 g	5
Or.de uva-casc.de alg.	5 Kg de c/u	300 g	4

4.2.- Siembra del inóculo.

Posterior a la pasteurización y cuando el substrato alcanzó una temperatura de 28-30 grados centígrados, se procedió a inocular homogéneamente con F3. Posteriormente se introdujo en bolsas de plástico transparentes de 18 X 30 cm, perforadas para facilitar el intercambio gaseoso y se cubrieron con bolsas de plástico negro de 25 X 40 cm. Luego, las bolsas inoculadas se acomodaron en el cuarto de incubación donde el parámetro a medir fué el tiempo de invasión del micelio sobre el substrato y aparición de primordios de fructificación.

5.- Incubación de substratos inoculados:

5.1.- Tiempo de colonización de micelio sobre substrato.

A partir del tercer día después de la inoculación de cada substrato, se observó diariamente el avance del micelio sobre él, para conocer el tiempo exacto de colonización total.

Mientras los substratos se mantenían en incubación el cuarto

de cultivo permaneció en obscuridad total y se monitoreo diariamente las variaciones de temperatura y humedad relativa. las variaciones de éstos parámetros se presentan en la tabla III.

Tabla III: Condiciones ambientales en las que se mantuvo el cuarto de cultivo durante el tiempo de incubación de los substratos.

Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
Temp.GC	27	28	27	26	26	26	26	26	26	26	28	22	28	26	28	26	26	26	26
H.R %	69	60	60	60	54	54	54	60	60	60	60	62	68	62	62	56	60	60	60

6.0.- Determinación de parámetros de producción obtenidos y su análisis estadístico.

6.1.- Obtención de parámetros biométricos.

Las estimaciones realizadas a los producto obtenidos de cada substrato fuerón: número total de carpóforos; peso fresco y seco; altura y diámetro del estípite y diámetro del pileo. Estos valores posteriormente fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) de una via para determinar si existieron diferencias significativas entre las cosechas y una prueba de "Student-Newman-Keuls" para determinar en que cosechas estaba la diferencia. Se trabajó con un nivel de significancia de 0.05%.

6.2.- Determinación de la eficiencia biológica:

La eficiencia biológica (E.B), se obtuvo: dividiendo la cantidad de producto fresco obtenido, sobre la cantidad de substrato seco utilizado, multiplicado por 100, expresada en la formula sig:

$$E.B = \frac{\text{Peso fresco del producto obtenido}}{\text{peso seco del substrato utilizado}} \times 100$$

6.3.- Análisis bromatológico:

A los carpóforos producidos en cada ensayo, así como al substrato inicial (no inoculado) y al final (después del cultivo), se determinó la cantidad de proteínas, lípidos y carbohidratos. También se determinaron los porcentos de cenizas y el porcentaje de fibra cruda se obtuvo de la eliminación de los valores obtenidos en proteínas, lípidos, carbohidratos y cenizas, restados a un 100%.

6.3.1.- Determinación de proteínas.

Las proteínas se determinaron por el método de Kjeldhal, basado en la estimación cuantitativa del nitrógeno protéico. El análisis se realiza convirtiendo el nitrógeno protéico en amoniaco mediante la digestión de la proteína por ácido sulfúrico concentrado en presencia de sulfato de cobre como catalizador. El amoniaco formado se separa entonces de la proteína digerida por destilación en corriente de vapor, a continuación se titula con HCl 0.1 N permitiendo determinar el amoniaco colorimetricamente (Mahler y Cordes, 1971).

6.3.2.- Determinación de carbohidratos:

Los carbohidratos se cuantificarón utilizando el método del fenol ácido sulfúrico, de Dubois y colaboradores, (1956). Es un método colorimétrico para carbohidratos disueltos, donde los azúcares simples, oligosacáridos, polisacáridos, y compuestos

derivados que tienen grupos reductores libres o potencialmente libres, dan un color anaranjado-amarillo cuando se tratan con fenol y ácido sulfúrico concentrado (Dawes, 1986).

6.3.3.- Determinación de lípidos:

Los lípidos se determinaron por el método de Soxhlet, que consiste en lavar con eter una muestra hasta que se hayan extraído toda la grasa. Este método se basa en que los lípidos son sustancias insolubles en agua y pueden ser removidos de las células con solventes orgánicos de polaridad baja (Morrison and Boyd, 1973).

6.3.4.- Determinación de Cenizas:

La cantidad de ceniza se determinó incinerando muestras de substrato en una mufla a 600 grados centigrados, por 6 hr. y el resultado se obtuvo por diferencia de peso inicial y final (Flores, 1983).

6.3.5.- Determinación de Fibra Cruda.

La Fibra Cruda se determinó por la diferencia de peso de los análisis anteriores.

$$F.C = 100 - (\% \text{ de Prot.} + \% \text{ de CH} + \% \text{ de Lip.} + \% \text{ de Ceniza})$$

R E S U L T A D O S

1.- Incidencia de contaminantes:

En la determinación de los contaminantes ambientales tanto en las áreas de expansiones miceliales como en el cuarto para obtención de carpóforos, se encontraron con mayor frecuencia los géneros:

Aspergillus, Paecilomyces, Monilia, Penicillium, Mucor y colonias de bacterias de color crema, lisas, brillosas, (no identificadas).

2.- Expansión micelial:

2.1.- Expansión micelial primaria:

Bacto agar: El crecimiento fué ralo y lento, 3mm/día, apenas perceptible por la vista, de color opáco, débil, no llegó a colonizar la periferia de la caja de Petri.

Bacto agar enriquecido con ejote: el crecimiento fué rápido, 13mm/día, denso, blanco y fuerte, el micelio mostró agresividad con los contaminantes. 7 días tardó en colonizar la periferia de la caja de Petri con un diámetro de 90mm.

2.2.- Expansión micelial secundaria:

Semilla de sorgo: el micelio mostró buena aceptación de la semilla como substrato, de tal manera que el micelio fué blanco, denso y poco aereo, tardó 15 días en colonizar el medio, (600 cm³). Por lo que la expansión fué de 40 cm³/ día.

Semilla de trigo: los resultados fueron similares al anterior.

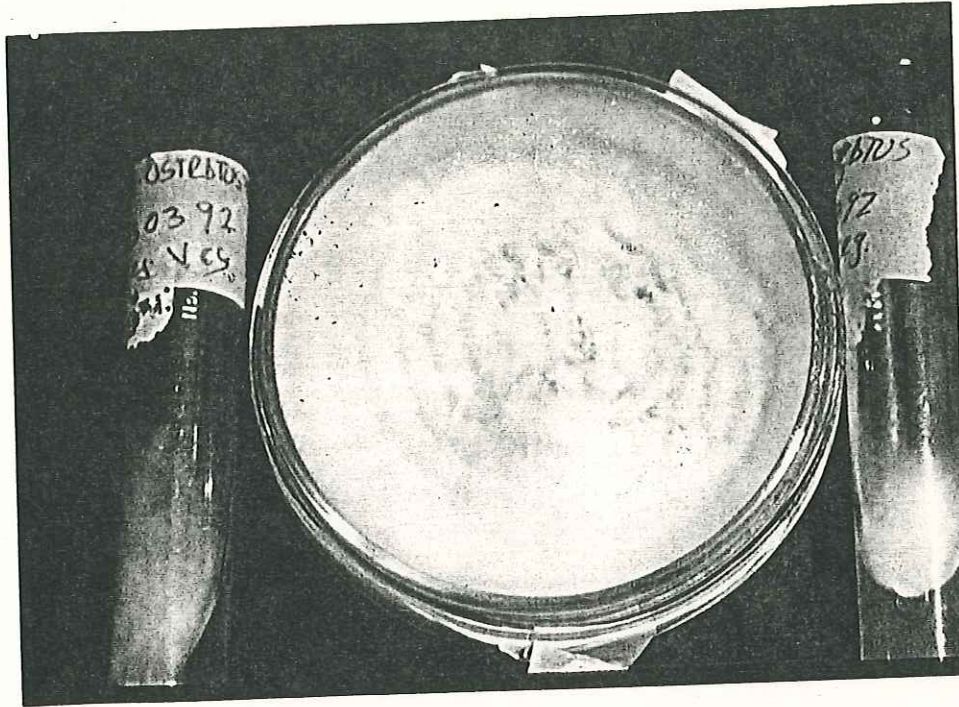


Fig. 1: Expansión micelial en bacto-agar enriquecido con ejote.



Fig. 2: Expansión micelial sobre grano (sorgo).

2. 3.- Expansión de micelio sobre los substratos:

El tiempo en que el micelio colonizó el substrato varió dependiendo del mismo substrato, encontrándose el menor tiempo para una mezcla de olotes y cascarilla de algodón (6 días), y un mayor tiempo para cascarilla de algodón al 100%. (14 días), ver tabla IV.

Tabla IV: Se muestra el tiempo de colonización total sobre el substrato y el tiempo total en que cada substrato permaneció en incubación hasta el retiro de bolsas y cambio de condiciones ambientales.

Substrato	Tiempo en que se colonizó el substrato. (Días).	Tiempo total de incubación. (Días).
Olote	7	19
Orujo de uva	11	20
Casc. de algodón	14	18
Olote-orujo de uva	7	17
Olote-casc. de algodón	6	15
Or. de uva-casc. de Alg.	12	16



Fig. 3: Expansión micelial sobre los diferentes substratos empleados, listos para el retiro de bolsas y cambio de parámetros ambientales.

3 .- Obtención de cuerpos fructíferos.

El primer substrato del que se obtuvo producción fué en olote al 100%, seguido por las mezclas de olote-casc. de algodón y olote-orujo de uva. En las mezclas existió una producción continua durante el tiempo que duró el ciclo, no ocurriendo así para los substratos al 100%, en que los tiempos entre cosecha y cosecha se alargaron de 3 a 5 semanas. (Tabla V).

Tabla V: Tiempo transcurrido desde inoculación en substratos hasta levantamiento del experimento.

Substrato:	Días transcurridos desde inoculación hasta primera cosecha	Tiempo cosechando (días)	Total días
Olote	27	84	111
Orujo de uva	37	113	150
Cascarilla de algodón	44	75	119
Olo-or. de uva	35	104	139
Olo-casc. de alg.	33	104	137
Casc. de alg-or. de uva	34	106	140

En el tiempo que transcurrió desde el retiro de cubiertas plásticas hasta la cosecha final se presentó contaminación sobre los substratos por el hongo Trichoderma que causó daño sobre los mismos en la proporción siguiente:

Olote 80 %, orujo de uva 30 %, casc. de algodón 10%, olote-casc. de alg. 15 %, olote-or. de uva 80 %, or.de uva-casc. de algodón 15%. Todo en relación al número de bolsas dañadas y el área total dañada por bolsa en todo el ciclo.

4.- Obtención de cosechas y eficiencia biológica de P. ostreatus sobre cada substrato.

El número de cosechas varió según el substrato utilizado, 3 para substratos al 100% y de 5 a 6 para las mezclas 1:1. La E. B. mas alta fué para la mezcla de olote y cascarilla de algodón, (95%), y la más baja para cascarilla de algodón al 100%. (45.8%), observándose una disminución de biomasa (peso en gramos), a medida que se agota el substrato. (Tabla VI).

Tabla VI: Biomasa (peso en gr. de hongos) obtenida por cosecha en cada uno de los substratos.

Substrato	Número de cosechas						Total (gr)	E. B (%)
	1	2	3	4	5	6		
Olote	2783.3	1818.6	895.8	--	--	--	5697.7	57
Or. de uva	2775.7	2115.3	445.4	--	--	--	5340.7	53.4
C. de alg.	3012.5	1076	487.9	--	--	--	4576.4	45.8
Ol-Or.de u.	2931.3	3157.6	1179.1	483	188.6	--	6939.6	69.4
Ol-C.de alg	3890.3	3136.7	1694.3	583	158.2	--	9462.5	95
Or-Casc.	4111.8	1394	1172.4	606	468.3	134	7886.5	79

5.0.- Toma de datos y análisis estadístico.

5.1.- Comparación de medias y desviaciones estandar del peso de los carpóforos obtenidos de los diferentes substratos.

El peso de los carpóforos fué similar en todos los substratos, a excepción de olote vs cascarilla de algodón que si mostraron diferencias significativas en el peso de los carpóforos. (tabla VII).

Tabla VII: Variación del peso de los carpóforos de P. ostreatus obtenidos a partir de seis substratos diferentes.

substrato:	OU	OL	CA	OL-OU	OL-CA	OU-CA
N	35	29	35	27	32	25
\bar{X}	9.03	11.53	5.15	9.99	7.07	8.45
SD	10	11.26	3.52	9.19	7.02	7.06
F cal. = 2.28		F tab. = 2.259				
SNK OL vs CA *						

Abreviaturas utilizadas en tablas VII a X.

* : Significativamente diferentes.

OU: Orujo de uva.

OL: Olote.

CA: Cascarilla de algodón.

OL-OU: Mezcla de olote y orujo de uva 1:1.

OL-CA: " " " " cascarilla de algodón 1:1.

OU-CA: " " orujo de uva y cascarilla de algodón 1:1.

vs: Contra.

N: Número de individuos.

\bar{X} : Media.

SD: Desviación standar.

SNK.- Prueba de Student-Newman Keuls.

5.2.- Comparación de medias y desviaciones estandar de la altura del estípite de carpóforos de P. ostreatus, obtenidos a partir de los diferentes substratos empleados.

La altura de los estípites resultó con diferencias significativas en el substrato compuesto por olote cuya media resultó muy alta (6.75), y cascarilla de algodón que resultó baja (1.91). El resto de los substratos no mostraron diferencias significativas en la altura del estípite.

Tabla VIII: Variación de la altura del estípite del carpóforo de P. ostreatus obtenidos a partir de seis substratos diferentes.

Substrato :	OU	OL	CA	OL-OU	OL-CA	OU-CA
N	35	29	35	27	32	25
\bar{X}	3.57	6.75	1.91	5.16	4.49	3.49
SD	1.57	3.11	0.84	2.56	1.79	1.36
F cal. = 21.77		F Tab. = 2.259				
SNK OL vs CA, OU-CA, OU, OL-CA, OL-OU *. OL-OU vs CA, OU-CA *.						
OL-CA vs CA *. OU vs CA *. OU-CA vs CA *.						

5.3.- Comparación de medias y desviaciones estandar de los diámetros de los estípites de carpóforos obtenidos a partir de seis substratos diferentes.

El substrato que mostró diferencias significativas en sus medias y desviaciones estandar resultó ser cascarilla de algodón, 0.58 y 0.19, y varió con olote, orujo de uva y la mezcla compuesta de olote-orujo de uva. Los otros substratos no mostraron diferencias significativas ya que sus valores resultaron similares.

Tabla IX: Variación del diámetro del estípite de carpóforos obtenidos a partir de seis substratos diferentes.

substrato	OU	OL	CA	OL-OU	OL-CA	OU-CA
N	35	29	35	27	32	25
\bar{X}	0.80	0.83	0.58	0.77	0.71	0.75
SD	0.30	0.34	0.19	0.28	0.30	0.26
F cal = 3.38		F tab. = 2.259				
SNK	OL vs CA *		OU vs CA *		OL-OU vs CA *	

5.4.- Comparación del diámetro del pileo de carpóforos de P. ostreatus obtenidos de seis substratos diferentes.

El substrato compuesto por cascarilla de algodón muestra diferencias significativas en el diámetro del pileo con respecto al substrato olote y al substrato olote-orujo de uva. En los demas substratos no existieron diferencias significativas. (tabla X).

Tabla X: Variación del diámetro del pileo de carpóforos de P. ostreatus obtenidos a partir de seis substratos diferentes.

Substrato	OU	OL	CA	OL-OU	OL-CA	OU-CA
N	35	29	35	27	32	25
\bar{X}	4.53	5.62	4.27	5.59	4.48	4.51
SD	1.73	2.26	1.26	1.85	1.71	1.81
F cal=	3.46	F tab.=2.259				
SNK	OL vs CA *		OL-OU vs CA *			

6.- Análisis bromatológicos:

6.1 .- Determinación de proteínas.

Los resultados obtenidos en la determinación de proteínas, mostraron un marcado incremento en el substrato final con respecto al inicial, excepto olote 100% y una mezcla de olote-cascarilla de algodón que presentaron una ligera disminución de 0.4 y 0.35% respectivamente. Se observó el máximo incremento en orujo de uva al 100%, (4.2%), y el mínimo en cascarilla de algodón al 100% con 0.8%. La cantidad de proteínas del producto de los diferentes substratos (carpóforo) fluctuó de 28 a 34.5%. (tabla XI).

Tabla XI: Valores porcentuales de proteínas determinados al substrato inicial y final, así como a carpóforos de P. ostreatus obtenidos de cada substrato.

Substrato:	% Proteínas en substrato inicial.	% Proteínas en producto	% Proteínas en substrato final
Olote	9.62	30.5	9.2
Or. de uva	12.25	34.5	16.9
Casc.de alg.	8.5	33.1	9.3
Olo-or.de uva	12.25	31.5	16.45
Olo-casc.de alg	10.5	28	10.15
Casc.de alg-or.de uva	10.5	30.2	13.3

6.2.-Determinación de carbohidratos.

Los valores obtenidos de carbohidratos totales en los diferentes substratos empleados, mostraron una disminución en el substrato final con respecto al inicial, cuyos valores oscilan entre 33 y 62%, para el segundo y 12 a 45% para los primeros observándose la mayor disminución en cascarilla de algodón al 100% (21%), y la menor disminución en una mezcla de cascarilla de algodón y orujo de uva, con 3.5%, mientras que los valores obtenidos en los productos están entre 26 y 50 % de carbohidratos totales. (tabla XII).

Tabla XII: Valores porcentuales de carbohidratos determinados al substrato inicial y final, así como a cuerpos fructíferos de P. ostreatus, de los diferentes substratos empleados.

Substrato	% de Carbohidratos		
	Substrato inicial	Producto	Substrato final
Olote	62	41.5	45
Orujo de uva	48.5	15.9	41
Casc. de algodón	33	26	12
Olo- Or.de uva	38	47.6	18
Olo-Casc.de algodón	47.8	50	34
Casc.de alg-Or.de uva	37.5	50	34

6.3.- Determinación de grasas.

El análisis de grasa practicado al producto obtenido de cada uno de los diferentes substratos empleados, mostró valores que fluctuaron entre 0.7 y 2%, y se observó una disminución en el substrato final con respecto al inicial, con valores que variaron entre 3.57 y 10.9%, particularmente en la mezcla de olote-orujo de uva cuya disminución es mayor (3.9%) y el menor decremento se observa en olote al 100% con 0.97%.

El substrato inicial con mayor cantidad de grasa fué una mezcla de olotes-orujo de uva (10.9%), y la menor cantidad la presentó el substrato olotes 100% y olotes-cascarilla de algodón con 3.57 y 3.74%. (tabla XIII).

Tabla XIII: Valores porcentuales de grasa determinados a los substratos inicial y final, así como de cuerpos fructíferos de P. ostereatus obtenidos a partir de cada substrato.

Substrato	% de Grasa		
	Substrato inicial	Producto	Substrato final
Olote	3.57	1.3	2.6
Orujo de uva	7.14	2.0	5.5
Casc.de algodón	4.41	0.9	2.74
Olo-Or.de uva	10.9	1.0	7.0
Olo-Casc.de alg	3.74	0.7	2.6
Casc.de alg-Or.de uva	8.26	2.0	5.7

6.4.- Determinación de cenizas.

Los datos obtenidos de la determinación de cenizas, tienden a incrementarse en el substrato final en relación con el inicial, el mayor incremento en cenizas se presentó en la mezcla de olote-cascarilla de algodón con 16%, y el menor aumento para la mezcla de casc. de alg-orujo de uva con un 6.28%. mientras que la mezcla de olo-or. de uva en el substrato final no presentó aumento de cenizas en relación con el inicial. Olote al 100% presenta una disminución en la cantidad de cenizas en el substrato final.

Los valores para el producto fluctuaron entre 8.1 y 12.6 %. (tabla XIV).

Tabla XIV: Porcentaje de cenizas obtenidos del substrato inicial y final, así como a los carpóforos obtenidos de cada uno de los substratos.

Substrato	% de Cenizas		
	Substrato inicial	Producto	Substrato final
Olote	7.9	8.1	4.8
Or. de uva	13.56	9.9	26.27
Casc. de alg.	13.32	12.6	27.41
Olo-or. de uva	11.8	10.12	11.75
Olo-casc. de alg	10.63	9.5	26.57
Casc. de alg-or. de uva	14.25	10.7	20.53



Fig. 4: Parte de la producción obtenida de P. ostreatus en la primera cosecha a partir del substrato Orujo de uva 100%.

7.0.- Substrato constituido por: orujo de uva 100%.

En el orujo de uva se presentaron 3 cosechas, con una producción total de peso fresco de 5340.7 g ; registró una eficiencia biológica de 53.4% ; el peso seco fué de 354.9 g ; y 7.3% de material sólido una vez extraída el agua. Un total de 708 carpóforos fueron colectados durante la producción. (tabla XV).

Tabla XV: Datos obtenidos a cuerpos fructíferos de P. ostreatus cosechados del substrato orujo de uva al 100%.

Substrato:	[ORUJO DE UVA]			total
Núm. de cosechas:	1	2	3	3
Peso fresco (g):	2775.5	2115.3	445.4	5340.7
Peso seco (g)	171.2	143.7	40.0	354.9
% de agua:	93.83	93.2	91.02	92.69
Material sólido (%):	6.17	6.8	8.98	7.31
Núm. de carpóforos:	259	336	113	708
Eficiencia Biológica:	27.75	21.15	4.45	53.4



Fig. 5: Pleurotus creciendo sobre el substrato orujo de uva.

7.2.- Análisis bromatológico:

Los valores porcentuales obtenidos en el substrato orujo de uva 100%, mostraron un aumento en la cantidad de proteínas y cenizas, (4.65 y 12.71%), una disminución de grasas, carbohidratos y fibra cruda de 1.63, 7.5 y 8.22% todo esto en relacion del substrato final con respecto al inicial. Los valores para el producto se muestran en tabla XVI.

Tabla XVI: Valores obtenidos del análisis nutricional practicado al substrato inicial y final de orujo de uva 100%, así como al producto.

Análisis	Substrato inicial	Producto	Substrato final
% de Proteínas:	12.25	34.5	16.9
% de Carbohidratos:	48.5	15.9	41
% de Grasas:	7.14	2.0	5.5
% de Cenizas:	13.56	9.9	26.27
% de Fibra Cruda:	18.55	37.7	10.33

7.3.- Análisis estadístico de los resultados:

Los datos de medias y desviaciones estandar obtenidas de los diversos parámetros en cada cosecha, muestran para el peso del carpóforo diferencias significativas en primera y segunda cosecha, mientras que la altura del estípote mostró valores desiguales en las tres cosechas. El diámetro del estípote es alto en la primera cosecha, en la segunda y tercera se mantiene constante. El diámetro del pileo mantiene constantes los valores en las tres cosechas. (tabla XVII).

Tabla XVII: Valores de media y desviación estandar, resultantes de los diferentes parámetros obtenidos de cuerpos fructíferos.

Cosecha	1	2	3	F cal	Ftab	SNK
N	48	27	30			
P/C: X	12.6	5.9	8.6	4.01	3.087	1 vs 2*
" : SD	10.4	8.4	11.2			
A/E: X	5	3.4	2.3	19.9	3.087	1vs2,3*
" : SD	2.6	1.3	0.8			2 vs 3*
D/E: X	1.1	0.7	0.6	20.04	3.087	1vs2,3*
" : SD	0.5	0.2	0.2			
D/P: X	4.2	4.7	4.7	1.09	3.087	
" : SD	1.7	1.7	1.8			

N : Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípote.

D/E: Diámetro del píleo.

SNK: Prueba de Student-Newman Keuls.

8.- Substrato constituido por: Olote 100%.

8.1.- Datos de producción:

A partir de este substrato se obtuvieron tres cosechas, con una producción total de hongos de 5697.7 g, su eficiencia biológica fué de 57%, 8.1% de material sólido, con 683 carpóforos en todo el ciclo. El peso seco una vez extraída el agua fué de 439.3g (tabla XVIII).

Tabla XVIII: Datos resultantes de los carpóforos obtenidos a partir del substrato olotes 100%.

Substrato:	[O L O T E]			total
Número de cosechas:	1	2	3	3
Peso fresco (g):	2983.3	1818.6	895.8	5697.7
Peso seco (g) :	215.6	139.0	84.7	439.3
% de agua:	92.8	92.35	90.55	91.9
% Material Sólido :	7.2	7.65	9.45	8.1
Eficiencia biológica (%):	29.83	18.2	8.96	57
Número de carpóforos:	360	170	153	683



Fig. 6: Crecimiento de P. ostreatus sobre olote 100%.

8.2.- Análisis bromatológico:

En relación del substrato final con el inicial, se observa una disminución en la cantidad de grasas, (0.97%); carbohidratos (17%); cenizas, (3%), y proteínas (0.4%). Mientras que se presenta un aumento significativo en la fibra cruda de 21,37%. Los valores obtenidos para los carpóforos producidos en este substrato olote 100%, se muestran en la tabla XIX.

Tabla XIX: Análisis bromatológico aplicado a olote al 100%, al producto obtenido a partir del substrato y al substrato final cuando ya se ha agotado la producción de hongos.

Análisis	Subst. inicial	Producto	Subst. final
% de Proteínas :	9.6	30.5	9.2
% de Carbohidratos:	62	41.5	45
% de Grasas :	3.57	1.3	2.6
% de Ceniza:	7.9	8.1	4.9
% de Fibra Cruda :	16.93	18.6	38.3

8.3- Análisis estadístico:

Se muestran las medias y desviaciones estandar de cada uno de los parámetros obtenidos en cada cosecha a partir de los cuerpos fructíferos de P. ostreatus. El peso del carpóforo muestra un valor muy alto en la segunda cosecha mientras que es similar en la cosechas uno y tres. La altura del estípote es significativa en la cosecha uno con respecto a la tres. El diámetro del pileo varió en las tres cosechas, mientras el diámetro del estípote varió solo en la tercera cosecha. Tabla XX.

Tabla XX: Obtención de medias y desviaciones estandar a partir de los datos resultantes de los parámetros obtenidos a los cuerpos fructíferos de P. ostreatus.

Cosecha	1	2	3			
N	40	17	30			
				Fcal	Ftab	SNK
P/C: X	8.773	19.457	6.35	8.79	3.09	2 vs 3*
" : SD	5.334	18.736	9.708			2 vs 1*
A/E: X	8.0	7.0	5.25	6.26	3.09	1 vs 3*
" : SD	3.53	2.8	3.0			
D/E: X	0.852	0.947	0.686	4.04	3.09	2 vs 3*
" : SD	0.244	0.443	0.341			1 vs 3*
D/P: X	4.05	7.73	5.09	17.77	3.09	2 vs 1,3*
" : SD	1.14	3.36	2.28			1 vs 3*

N: Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípote.

D/E: Diámetro del estípote.

D/P: Diámetro del píleo.

SNK: Prueba de Student-Newman keuls.

9.- Substrato constituido por cascarilla de algodón 100%.

9.1.- Datos de producción.

En cascarilla de algodón se obtuvieron tres cosechas con una producción total de 4576.8 g en peso fresco. El peso seco total fué de 487.8 g, resultando un 11.6% de material sólido una vez extraída el agua. Se colectaron 1149 carpóforos en todo el ciclo y la eficiencia biológica total fué de 45.76%. (ver tabla XXI).

Tabla XXI: Datos obtenidos a partir de cuerpos reproductivos de *P. ostreatus*, durante el tiempo que duró el ciclo.

Substrato :	[CASCARILLA DE ALGODON]			Total
Número de Cosechas :	1	2	3	3
Peso Fresco (g):	3012.5	1076	487.9	4576.4
Peso Seco (g):	296.3	126.9	64.6	487.8
% de agua :	90.16	88.2	86.89	88.4
% de Mat. sólido:	9.84	11.78	13.11	11.6
Núm.de Carpóforos:	711	254	184	1149
Efic. biol. (%)	30.125	10.76	4.88	45.76

9.2.- Análisis bromatológico.

En relación al substrato final con el inicial, se observó un ligero aumento de 0.8% en la cantidad de proteínas y de 22.72% en fibra cruda. Disminución de 1.67% en la cantidad de grasa y 20.78% en carbohidratos. El porcentaje de cenizas también disminuye ligeramente un 1.1%. El producto reporta buena cantidad de proteínas, poca grasa, carbohidratos y fibra, y buena cantidad de minerales. (tabla XXII).

Tabla XXII: Valores porcentuales obtenidos del análisis nutricional practicado al substrato inicial y final, y al producto obtenido.

Análisis	Subst. inicial	Producto	Subst. final
% de Proteínas:	8.5	33.1	9.3
% de Carbohidratos:	33	26	12.22
% de Grasas:	4.41	0.9	2.74
% de Cenizas:	13.32	30.64	12.22
% de Fibra Cruda:	40.77	9.36	63.49



Fig. 7: Carpóforos de P. ostreatus obtenidos sobre cascarilla de algodón 100% durante la primera cosecha.

9.3.-Análisis estadístico de los resultados.

Las medias y desviaciones estandar para el peso del carpóforo y diámetro del estípite son similares en las tres cosechas, mientras que el diámetro del píleo presenta similitudes en cosecha 3 y 1 y valores altos en la cosecha dos. En la altura del estípite se presentan diferencias significativas en las tres cosechas. (tabla XXIII).

Tabla XXIII: Obtención de medias y desviacion estandar, de los parámetros obtenidos a partir de carpóforos de P. ostreatus cultivados sobre cascarilla de algodón al 100%.

cosechas	1	2	3			
N	50	16	39			
				F cal	F tab	SNK
P/C: X	5.45	5.56	4.44	1.05	3.08	
" : SD	3.61	3.53	3.42			
A/E: X	2.77	1.81	1.15	36.48	3.08	1 vs 3*
" : SD	1.06	0.79	0.67			1 vs 2*
						2 vs 3*
D/E: X	0.59	0.55	0.59	0.31	3.08	
" : SD	0.19	0.20	0.19			
D/P: X	3.88	5.03	3.9	5.72	3.08	2 vs 1*
" : SD	1.19	1.30	1.3			2 vs 3*

N: Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípite.

D/E: Diámetro del estípite.

D/P: Diámetro del píleo.

SNK: Prueba de Student-Newman Keuls.



Fig.8: Carpóforos de P. ostreatus obtenidos en la primera cosecha a partir del substrato olote-orujo de uva mezclado en proporción 1:1.

10.- Substrato constituido por: olote-orujo de uva 1:1.

10.1.- Datos de producción.

Se lograron obtener cinco cosechas durante todo el ciclo con 6939.6g de hongos frescos en total, un peso seco de 557.6g y 8.26% de material sólido una vez extraída el agua. Un total de 889 carpóforos. La eficiencia biológica fué de 69.4%. (tabla XXXV)

Tabla XXIV: Datos derivados de cuerpos reproductivos obtenidos del substrato Olote-Orujo de Uva.

Substrato	OLOTE-ORUJO DE UVA					total
	1	2	3	4	5	
Núm.de Cosechas:	1	2	3	4	5	5
Peso fresco (gr):	2931.3	2157.6	1179.1	483	188.6	6939.6
Peso seco (gr) :	218.3	165.8	120.8	37.3	15.4	557.6
% de agua :	92.55	92.3	89.76	92.27	91.83	91.74
% Mat.Sólido :	7.45	7.7	10.24	7.72	8.16	8.26
Núm.de carpóforos:	326	196	189	93	85	889
Efic.Biol.(%).	29.313	21.57	11.79	4.83	1.9	69.4

10.2.- Análisis bromatológicos:

Se observa un incremento de proteínas y fibra cruda de 4.2 y 19.8% y una disminución de carbohidratos y grasa de 20 y 3.9% en el substrato final con respecto al inicial, el producto muestra buena cantidad de proteínas y carbohidratos y poca grasa. El porcentaje de cenizas se mantiene constante. (ver tabla XXXVI).

Tabla XXV: Análisis nutricional practicado al substrato compuesto por olotes y orujo de uva en crudo (inicial) y final ya que se ha agotado la última cosecha, y al producto obtenido.

Análisis	Substrato inicial	Producto	Substrato final
% de Proteínas :	12.25	31.5	16.45
% de Carbohidratos:	38.0	47.6	18.0
% de Grasas:	10.9	1.0	7
% de Ceniza:	11.8	10.12	11.7
% de Fibra Cruda:	27.05	9.78	46.85

10.3.- Análisis estadístico de los resultados.

Las medias y desviaciones estandar del peso del carpóforo se observan similares excepto en la segunda cosecha que es muy alta y esto hace que muestre diferencias significativas con respecto a las cosechas 5, 3, 1 y 4. Para la altura del estípite no se presentan diferencias significativas. El diámetro del estípite presenta un valor alto en la segunda cosecha y esto hace que existan diferencias significativas con cosechas 5, 3, 4 y 1. Para el diámetro del píleo se presentan diferencias significativas en las diferentes cosechas obtenidas, siendo los valores de cosecha dos y tres los que varían con respecto a los otros valores (tabla XXVI).

Tabla XXVI: Obtención de medias y desviaciones estandar de cuerpos fructíferos de P. ostreatus, del substrato compuesto por olotes- orujo de uva.

cosecha :		1	2	3	4	5			
N :		50	18	14	15	26			
							Fcal	Ftab	SNK
P/C: X	7.77	20.84	7.56	8.67	5.10	7.7	3.07	2vs5,3,1,4*	
" : SD	4.79	22.40	6.10	8.37	4.26				
A/E: X	6.25	6.25	4.25	4.60	4.50	2.71	3.07		
" : SD	3.55	1.82	1.54	3.12	2.70				
D/E: X	0.85	1.12	0.69	0.70	0.50	14.12	3.07	2vs5,3,4,1*	
" : SD	0.27	0.44	0.25	0.25	0.20				
D/P: X	3.61	7.25	6.70	5.40	5.00	20.16	3.07	2vs1,5,4,*	
" : SD	0.87	2.64	2.03	2.00	1.70			3vs1,5,4,* 1vs5*	

N: Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípote.

D/E: Diámetro del estípote.

D/P: Diámetro del píleo.

SNK: Prueba de Student-Newman keuls.



Fig. 9: Carpóforos de P. ostreatus obtenidos en la primera cosecha a partir del substrato olote-cascarilla de algodón, mezclado en proporción 1:1.

11.0.- Substrato constituido por: Olote-cascarilla de algodón 1:1

11.1.- Datos de producción.

Se obtuvieron 5 cosechas con una producción total de hongos frescos de 9462.5 gr, el peso seco fué de 920 gr , 10.4 % de material sólido una vez extraída el agua y un número total de carpóforos de 1774. La eficiencia biológica fué de 95%. (ver tabla XXVII).

Tabla XXVII: Datos derivados de cuerpos fructíferos obtenidos del substrato Olote-Cascarilla de algodón:

Substrato	OLOTE-ALGODON I:I					total
	1	2	3	4	5	
Núm.de cosechas:	1	2	3	4	5	5
Peso fresco (grs):	3890.3	3136	1694.3	583.2	158	9462.5
Peso seco (grs):	333.5	314.5	184.7	66.7	17.5	920
% de Agua:	91.43	90.0	89.1	88.5	88.9	89.6
% de Mat. Sólido:	8.57	10.0	10.9	11.5	11.1	10.4
Efic. Biol (%):	38.9	31.36	16.9	5.8	1.6	95
Núm. de carpof.	930	340	336	135	33	1774

11.2.- Análisis bromatológico.

El substrato final con respecto al inicial, muestra un incremento en la cantidad de cenizas de 15.94% y una disminución en la cantidad de proteínas, carbohidratos y grasa de 0.3, 13.8 y 1.14%. Los valores para el producto se muestran en tabla XXVIII.

Tabla XXVIII: Análisis nutricional practicado al substrato inicial antes de la inoculación, y al substrato final ya que se ha agotado la última cosecha y al producto obtenido.

Análisis:	Substrato inicial	Producto	Substrato final
% de Proteínas:	10.5	28	10.15
% de Carbohidratos:	47.8	50	34
% de Grasas:	3.74	0.7	2.6
% de cenizas:	10.63	9.5	26.57
% de Fibra Cruda:	27.33	11.8	26.33

11.3.- Análisis estadístico.

Las medias y desviaciones estandar de los diferentes parámetros obtenidos de carpóforos cultivados sobre olotecascarilla de algodón 1:1 presentan variaciones significativas en algunas cosechas. El peso del carpóforo en la cosecha dos, mostró diferencias significativas con respecto a la cinco, cuatro y uno. Con la cosecha 3, el análisis no mostró diferencias significativas. La altura del estípite presenta valores similares en cosechas 3, 4 y 5 mientras que la uno y la dos presentan valores altos por lo que se observan diferencias significativas en cosechas 1 vs 5, 4, 3 y 2, y 2 vs 5,4 y 3. El diámetro del estípite mostró valores similares en todas las cosechas. El diámetro del píleo presentó valores similares en cosechas 1,4 y 5 mientras que muestra diferencias significativas de las cosechas 2 vs 5, 1, 4 y 3 y 3 vs 1 y 4. (tabla XXIX).

Tabla XXIX: Obtención de medias y desviación estandar de los parámetros obtenidos de los carpóforos del substrato olotes cascarilla de algodón.

# de cos.	1	2	3	4	5			
N	50	29	32	33	18			
						F cal	Ftab	SNK
P/C: X	6.36	11.72	8.85	5.51	2.9	3.98	2.417	2vs5,4,1*
" : SD	4.57	10.15	14.8	4.08	1.5			
A/E: X	7.2	4.8	3.64	3.5	3.3	33.19	2.417	1vs5,4,3,2*
" : SD	1.77	1.8	1.94	1.66	1.8			2vs5,4,3*
D/E: X	0.68	0.8	0.64	0.61	0.8	2.78	2.417	
" : SD	0.19	0.27	0.3	0.3	0.4			
D/P: X	3.88	6.00	5.00	4.00	3.50	8.66	2.417	2vs5,1,4,3*
" : SD	1.36	1.77	2.8	1.8	0.83			3vs5,1,4*

de cos. : Número de cosecha.

N : Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípite.

D/E: Diámetro del estípite.

D/P: Diámetro del píleo.

SNK: prueba de Student-Newman Keuls.



Fig. 10: Carpóforos de P. ostreatus obtenidos en la primera cosecha a partir del substrato cascarilla de algodón-orujo de uva mezclado en proporción 1:1.

12.- Substrato constituido por: Cascarilla de algodón-orujo de uva 1:1.

12.1.- Datos de producción.

Se obtuvieron seis cosechas con una producción total de hongos frescos de 7886.5 gr, un peso seco de 617 gr, 8.5% de material sólido y 1194 carpóforos. La eficiencia biológica fué de 79%.

Tabla XXX: Resultados obtenidos de carpóforos derivados de Casc. de algodón-Orujo de uva.

Substrato:	[ALGODON-UVA]						total
Núm.de cosechas:	1	2	3	4	5	6	6
Peso fresco (grs):	4111.8	1394	1172.4	606	468.3	134	7886.5
Peso seco (grs):	296.1	91.0	121.95	49.9	46.3	11.5	617
% de Agua	92.8	93.5	89.6	91.8	90.1	91.5	91.5
Mat. Sólido (%):	7.2	6.5	10.4	8.2	9.9	8.5	8.5
Núm. de Carpóforos:	526	161	236	131	80	60	1194
Eficiencia Biol.:	41.2	13.95	11.7	6.1	4.7	1.34	79

12.2.- Análisis bromatológico.

Se observa un aumento de 2.8 % en la cantidad de proteínas, una disminución de 3.5% y 2.56% en carbohidratos y grasas. hay un incremento de 6.24% de cenizas. En fibra cruda se observa una ligera disminución de 3%. Todos estos datos son del substrato final comparandolo con el inicial. El producto es un poco elevado en grasa. (tabla XXXI).

Tabla XXXI: Análisis bromatológico practicado al substrato compuesto por cascarilla de algodón-orujo de uva en crudo, al producto y al substrato final después de la última cosecha.

Análisis	Substrato inicial	Producto	Substrato final
% de Proteínas:	10.5	30.2	13.3
% de Carbohidratos:	37.5	50	34
% de Grasas:	8.26	2.0	5.7
% de Cenizas:	14.25	10.7	20.53
% de Fibra cruda:	29.49	7.1	26.47

12.3.- Análisis estadístico de los resultados.

Las medias y desviaciones estandar de los diferentes parámetros obtenidos de carpóforos cultivados sobre cascarilla de algodón-orujo de uva, muestran para la altura del estípite un valor alto en la primera cosecha, lo que hace que tenga diferencias significativas con respecto a los otros substratos 1 vs 3, 6, 4, 5 y 2 y 2 vs 3. El peso del carpóforo muestra un valor alto en la segunda y tercera cosecha lo que hace que tengan diferencias significativas con respecto a 3 vs 5 y 4 y 2 vs 5. Para el diámetro del estípite la tendencia de los valores en el transcurso de las seis cosechas es la de mostrar diferencias significativas solo 2 vs 5 y 1 vs 5. El diámetro del píleo muestra un valor promedio alto en la segunda cosecha, en las otras se mantiene constante. Por lo que el SNK muestra 2 vs 3, 1, 5, 6, 4 como significativamente diferentes. (tabla XXXII).

Tabla XXXII: Análisis estadístico practicado a los diferentes parámetros obtenidos del producto cascarilla de algodón-orujo de uva.

N/C	1	2	3	4	5	6			
N/I	50	16	16	21	24	22			
							Fcal	Ftab	SNK
P/C: X	7.6	11.56	13.0	5.84	5.1	7.6	3.61	2.26	3vs5,4*
" : SD	5.5	7.76	15.2	4.67	3.71	5.5			2vs5*
A/E: X	5.6	3.9	2.2	3.2	3.24	2.8	17.4	2.26	1vs3,6,4,5,2*
" : SD	2.3	0.96	1.2	1.36	1.21	1.11			2vs3*
D/E: X	0.82	0.88	0.75	0.66	0.6	0.8	3.48	2.26	2vs5*
" : SD	0.30	0.33	0.35	0.20	0.2	0.2			1vs5*
D/P: X	4.0	6.25	3.2	4.6	4.5	4.5	5.77	2.26	2vs3,1,5,6,4*
" : SD	1.13	2.1	3.5	1.5	1.3	1.3			

N/C: Número de cosecha.

N/I: Número de individuos.

P/C: Peso del carpóforo.

A/E: Altura del estípote.

D/E: Diámetro del estípote.

D/P: Diámetro del píleo.

SNK: Prueba de Student-Newman Keuls.

D I S C U S I O N

1.0.- Incidencia de contaminantes:

En la determinación de contaminantes ambientales se observó que los microorganismos detectados son los más comunes en la mayoría de los laboratorios de micología pero estos pueden reducirse o eliminarse siguiendo técnicas sencillas de asepsia antes de iniciar las inoculaciones.

2.0.- Expansiones miceliales:

2.1.- Expansión micelial primaria:

En la expansión micelial primaria, los mejores resultados se obtuvieron con bacto agar enriquecido con ejote, posiblemente debido a que el ejote proporciona al medio nutrientes que el micelio necesita para su desarrollo y crecimiento como celulosa y almidón. Aunque no debe descartarse la posibilidad de usar el bacto-agar, ya que éste posee azúcares difíciles de degradar por el hongo por lo tanto el crecimiento de la cepa es lento y ésta puede mantenerse por mucho tiempo sin que el substrato se agote y sin que la cepa envejezca. Posteriormente cuando se desee utilizar se podría trasladar a un medio más rico en nutrientes fáciles de degradar teniendo así una rápida velocidad de crecimiento. En esta fase se observó cierta agresividad del micelio sobre los contaminantes, por lo que se podrían hacer estudios posteriores para utilizar éste hongo como un medio de control biológico o bien como fungicida o bactericida.

2.2.- Expansión micelial secundaria:

Para la obtención del blanco se obtuvieron resultados similares en sorgo y trigo. Se prefirió al sorgo ya que por ser la semilla mas pequeña, al momento de la inoculación presenta una área mayor de cobertura, por lo que probablemente se reduzca el tiempo de colonización del substrato y eso llevaria a reducir en días la técnica del cultivo de Pleurotus. Algunos autores recomiendan 6 horas en el remojo del sorgo, pero parece ser que a menor tiempo no se dá oportunidad a los contaminantes de que esporulen lo cual podria traer problemas posteriores de contaminación al grano, además de que el tiempo de invasión en frasco se acorta cuando el tiempo de remojo es mas largo, esto podría deberse a que un substrato más blando es más fácil de degradar.

3.- Inoculación sobre los substratos:

En la inoculación sobre los substratos, hubo variaciones en la cantidad de inóculo, 3% para los substratos orujo de uva 100%, orujo de uva-cascarilla de algodón y olote-orujo de uva; 6% de inóculo para los substratos olote 100%, cascarilla de algodón 100% y olote-cascarilla de algodón, ya que en substratos como olote y cascarilla de algodón, comparados con orujo de uva, presentan un volumen doble, en relación con su peso por lo que también se les aplicó doble cantidad de inóculo. Vedder, 1984 recomienda para el cultivo de Pleurotus de 1.5 a 2 % de inóculo por cantidad de substrato en seco utilizado y Mahmoud y EL-Kattan, 1986, consideran que a mayor cantidad de inóculo se

presenta mayor crecimiento y producción. Sin embargo por lo observado en el presente estudio esto depende tal vez del substrato utilizado, la agresividad y velocidad de colonización de la cepa utilizada.

3.1.- Incubación de los substratos:

En la incubación de substratos, se mantuvo una temperatura entre 26 y 28 grados centígrados en obscuridad total, ya que el rango de temperatura de los hongos está entre 20 y 30 grados centígrados (Deacon, 1988). Una alta temperatura arriba de los 30 grados centígrados podría dañar el micelio o bien propiciar el desarrollo de microorganismos termófilos que puedan competir con el micelio por el substrato. La obscuridad favorece el desarrollo del micelio (Martínez, 1984).

Por lo común, la contaminación se desarrolla debido a una mala pasteurización del substrato o bien a que no se siguen normas de higiene al momento de la inoculación. Esta parte del proceso se puede considerar como crítica, aunque ya se sabe que hay ocasiones en que Pleurotus muestra agresividad para con ciertos contaminantes, también hay contaminantes que son muy agresivos y es muy difícil su erradicación.

3.2.- Expansión micelial sobre los substratos.

De los substratos utilizados la mezcla de olotes-cascarilla de algodón fué la que más rápidamente se colonizó por el hongo, (6 días), siguiendo en el orden olote 100% y la mezcla de olote-orujo de uva, (7 días), (Ver tabla IV). Esto posiblemente se deba a que el substrato compuesto por olotes sea más fácil de degradar

por el hongo o bien a que éste posea ciertos nutrientes que puedan favorecer el desarrollo micelial sobre el substrato. También se observó que ciertos substratos resultaron muy compactados por la cantidad de micelio (orujo de uva) y en cambio en otros la colonización fué poco perceptible (cascarilla de algodón), esto puede deberse quizá a la cantidad de inóculo utilizado o como se dijo antes existen substratos más fáciles de degradar. Silanikove, et al, 1988; determinaron que el tiempo entre la inoculación y la primera cosecha de Pleurotus sobre paja de algodón es mas corto que cuando se cultiva sobre paja de trigo y alfalfa, resultando la inversa en el presente trabajo dónde se obtuvo mayor tiempo de colonización para cascarilla de algodón, con respecto a los otros substratos utilizados.

4.0.- Eficiencias biológicas (E. B.) determinadas a substratos:

Fué en las mezclas dónde se obtuvieron las mejores E.B., esto podría deberse a lo que es conocido como efecto sinérgico donde cada substrato posee nutrientes diferentes que el hongo necesita para su desarrollo. La cascarilla de algodón es pobre en proteínas y casi nada de ésta es digerible; es pobre en calcio y fósforo y no tiene carotenos, (Flores, 1983), por lo que al mezclarse con otro substrato rico en nitrógeno o en azúcares sencillos fáciles de degradar, pero que no tenga la capacidad de retención del agua y aereación, se genera un balance de nutrientes y de condiciones ambientales propio para el crecimiento y desarrollo del hongo.

4.1.- Olotes-cascarilla de algodón:

En la mezcla de olotes con casc. de alg. se obtuvo una E. B. de 95%, que es muy cercana a la que marcan como estandar 100% sobre diversas pajas, Stamets y Chilton (1983). Solo que ellos utilizaron equipo sofisticado, no disponible para clases populares o económicamente bajas, que podrían utilizar estos subproductos agrícolas como alternativa en cultivo de hongos comestibles.

También es similar a las E. B. obtenidas por Martínez y col. (1988), Soto y col. (1989), sobre paja de cebada y bagazo de maguey tequilero fermentado y mezclado con paja de trigo, la primera fué de 96.04 y la segunda de 96.4 % . Aunque otros autores han cultivado P.ostreatus sobre otros substratos y obtenido E. B. muy superiores, se debe quizás a que las cepas varían en cuanto a la producción de cuerpos fructíferos frescos también a que el tiempo de aparición de primordios de fructificación y desarrollo de cuerpos fructíferos es menor en ciertos substratos. (Martínez y col. 1988).

Por lo que, Martínez y Guzmán propusieron en 1984, que los estudios futuros deberán orientarse a la obtención de cepas altamente productivas, resistentes a contaminantes ambientales y a fluctuaciones de factores físicos (altas y bajas temperaturas), También más eficientes y selectivas en cuanto a la degradación de la lignina.

Al comparar la morfología del carpóforo obtenido a partir de la mezcla de olote-casc. de alg. contra el obtenido a partir de olote al 100% y casc. de alg. al 100% se observa que es muy

similar al obtenido a partir de olotes por lo que pudiera sugerirse que existe una cierta dominancia del olote sobre la cascarilla de algodón en cuanto a tamaño del carpóforo en general. En el análisis bromatológico resulta alto en proteínas y bajo en grasas.

4.2.- Orujo de uva-cascarilla de algodón:

En la Mezcla de orujo de uva con casc. de alg. se obtuvo una E.B. de 79 %, similar a la obtenida por Martínez y col. en (1986) sobre hojas de canela usadas en la extracción de aceites esenciales, de 81.85 % y Soto y col. (1988), con el bagazo del maguey tequilero con 20 días de fermentación marcan 78.16%. El carpóforo mostró una coloración gris oscuro, tendiendo a café buen olor y sabor, estípites de altura y diámetro regular, amplio píleo, de todos los productos obtenidos de los diferentes substratos empleados fué el que mejor morfología presentó, por lo que el producto derivado a partir de estos substratos en un cultivo de tipo comercial tendrían una buena presentación en el mercado.

4.3.- Olotes-orujo de uva:

En la mezcla de olote con orujo de uva, su E. B. fué buena, 69.4% a pesar de que casi en un 90 % del substrato resultó dañado por contaminación, lo que originó que en las zonas quemadas superficialmente no existiese colonización micelial. La aparición de las fructificaciones fué preferentemente en zonas no dañadas y esto pudo haber repercutido en la E. B. del hongo sobre el substrato. Las características morfológicas del carpóforo fueron

similares a las del olote, lo que probablemente se debió a que el olote mantuvo una cierta dominancia sobre el orujo de uva, por la selectividad del hongo en cuanto a sus áreas de colonización, como lo demostraron Martínez y col. en (1987) al cultivar diferentes cepas de P. ostreatus obtenidas de diversos orígenes. Todas fueron cultivadas sobre pulpa de café y lograron E.B. de 17.5 a 138%. También las mismas cepas fueron cultivadas sobre paja de cebada y por la E. B. registrada de 34.4 a 96.4%, se concluye que la capacidad de la cepa para degradar el substrato va a depender de donde provenga. En cuanto a la E. B., ésta fué superior a la obtenida por Guzmán-Davalos (1987), de 60.2% sobre el bagazo del maguey tequilero no fermentado.

5.0.- Eficiencias biológicas de substratos al 100% :

En todos los substratos al 100% existió producción de carpóforos, y las E. B. obtenidas pueden considerarse buenas para el cultivo del hongo sobre estos substratos.

5.1.- Olotes:

El resultado obtenido para olote de maíz (57%) pudo deberse a que el substrato fué flameado casi en un 80% para combatir la contaminación de que fué objeto. Aun así, la E. B. lograda fué un poco mas alta que la obtenida por Acosta y col. en (1988) de 50% que cultivaron P. ostreatus sobre el mismo substrato en el Estado de Morelos, México. En Hungría también cultivan éste hongo sobre olotes y aunque la técnica es diferente, reportan E.B. de 30%.

5.2.- Orujo de uva:

La E. B. obtenida en este substrato también fué baja, (53.4%), en relación con los otros substratos empleados, el carpóforo resultó algo deforme ya que el substrato se compactó demasiado y éste tenía problemas para emerger, el substrato no retenía demasiada humedad, por lo que quizá no existía aereación interna. En cuanto a su E. B. de 53 % es mayor a la obtenida en cascarilla de algodón de 45.8% en éste mismo experimento y es superior a la obtenida por Guzmán-Davalos y col. (1987), de 49.08% sobre bagazo de caña de azúcar fermentado 7 días.

5.3.- Cascarilla de algodón:

La E. B. en cascarilla de algodón, fué de las más bajas en relación con el tiempo, 45.8 %, , esto se debió tal vez por la difícil obtención de nutrientes por parte del hongo dada la dureza del substrato, ya que la composición principal es fibra de algodón en gran cantidad la cubierta de la semilla que cuando se seca es muy dura, pedazos de tallo de la planta y hojas, además de que el algodón retiene una gran cantidad de agua, lo que no permite el desarrollo adecuado del micelio al no haber la aereación necesaria. Además de que los hongos se desarrollan mejor en un medio rico en nitrógeno, (Martínez y Guzmán, 1984).

En las Filipinas, con ligeras variaciones a la técnica se cultiva Pleurotus sobre desechos de algodón y la E. B. obtenida es de 30%. (Oei, 1991).

En Baja California, Méx., Chavez y Morales, (1989), cultivaron también el mismo hongo sobre el mismo substrato y

reportaron una E. B. de 52%, enriqueciendo la cascarilla de algodón con hojuelas de avena y sometiendo al substrato a un proceso de fermentación.

6.0.- Análisis biométrico:

El análisis biométrico mostró, al comparar las medias y desviaciones estandar de los diferentes parámetros (altura y diámetro del estípote, diámetro del píleo y peso del carpóforo.), con respecto a cada cosecha del mismo, que si existieron diferencias significativas y que éstas variaciones pudieran estar condicionadas a la compactación del substrato, al tipo de substrato, a la capacidad del mismo para drenar o retener humedad, a la humedad ambiental, temperatura y a las condiciones de luz y obscuridad, ya que al momento en que alguna de éstas condiciones sean cambiadas, se alterará la producción o bien se pueden obtener carpóforos malformados de estípote largo y píleo pequeño o viceversa, por lo que es recomendable la conjugación de todos éstos factores para obtener buenas cosechas y productos de alta calidad. Así podemos observar que en orujo de uva existió variación de todos los parámetros con respecto a cada cosecha del mismo substrato y esto pudo deberse a que el substrato se compacta demasiado y no es capaz de retener humedad, por lo que el carpóforo presenta problemas para emerger en cambio al mezclar este substrato con la cascarilla de algodón, se observa una constancia de los parámetros en todas las cosechas y un producto de buen color, estípote corto y grueso y píleo muy amplio y sobre todo una buena eficiencia biológica. El tipo de substrato puede

mantener ciertas características dominantes del producto, siempre y cuando estén sometidos a parámetros ambientales constantes. Esto se observó en cascarilla de algodón al 100%, que mantuvo cierta constancia de las características del producto en todas las cosechas, aunque al mezclarse con otros substratos éstas se pierden. Sucedió lo mismo para el olote, que mantuvo las mismas características en todas las cosechas, aunque en la primera cosecha varió el píleo por no tener la cantidad adecuada de luz. Pero éste substrato (olote), mantuvo dominancia al mezclarse con otros substratos, por lo que se puede deducir que el hongo es selectivo con respecto al substrato, ya que también al mezclar orujo de uva con cascarilla de algodón, el orujo de uva mantuvo su dominancia. Por lo tanto podemos decir que mientras tengamos un substrato, que permita retener la humedad, y que se mantenga a parámetros ambientales constantes éste mantendrá ciertas características de tamaño, peso, grosor y altura de estípites, lo único que variará en el tiempo es la cantidad de producto a medida que el substrato se vaya agotando.

7.0.- Análisis bromatológico:

7.1.- Substrato agotado.

El análisis bromatológico mostró, que una vez terminada la última cosecha, hubo aumento en la cantidad de proteínas y cenizas. El aumento de proteínas puede deberse a que el residuo final queda enriquecido con el micelio del hongo, como lo citaron Martínez y Guzmán en (1984). El aumento en cenizas en algunos substratos finales puede deberse a que el grano se mantuvo en

remojo durante 24 h con una solución de carbonato de calcio al 2% por lo que el substrato final va enriquecido con grano, con carbonato de calcio y con el micelio del hongo. La disminución de carbohidratos en el residuo final de todos los substratos se puede deber a que los hongos utilizan como fuentes de carbono diferentes carbohidratos, monosacáridos: pentosas y hexosas; disacáridos: maltosa, celobiosa, lactosa y sacarosa; polisacáridos: almidón, celulosa, pectina, hemicelulosa, y lignina. (Castillo, 1987). La reducción de grasas en el substrato final también puede deberse a que los hongos requieren para su nutrición de material elaborado. Estas fuentes nutricionales, para ser aprovechadas por el hongo como alimento y en la síntesis de su material protoplasmático, son reducidas a su forma más simple gracias al sistema de exoenzimas que participan en el rompimiento de las cadenas más grandes de carbohidratos, proteínas y lípidos. Por lo antes descrito se puede decir que el residuo final sería un excelente alimento para la cria del ganado ya que parte de la celulosa que contiene ya va digerida y además hay un aumento en la cantidad de proteínas y minerales.

7.2.- Substrato inicial:

Los valores obtenidos para los substratos iniciales (olotes, cascarilla de algodón y orujo de uva), en la determinación de proteínas, carbohidratos, grasas y cenizas, al ser comparados con los tabulados por Chilton y Stamets (1983), algunos presentan similitudes y otros presentan variaciones en los valores. Esto se pudo deber a que en el caso de orujo de uva, estaba compuesto en

su mayoría de semillas, pulpa, pedazos de tallos y hojas. La cascarilla de algodón formada por cubierta de la semilla, fibra de algodón, tallos y semillas, por lo que esto podría diferir un poco los resultados, aunque en el substrato final existe cierta concordancia en los datos con el substrato inicial en los tres substratos utilizados. También es posible que se deba a alteraciones producidos por el fuego que consumió parte de los substratos para combatir la contaminación.

7.2.- Producto:

El análisis nutricional a carpóforos obtenidos de los diferentes substratos empleados, mostró mayor cantidad de proteínas (28 a 34.5%), superior a la reportada por Poppe, (1992), de 10.5 a 30.4% para el mismo hongo. P. ostreatus.

Los valores para grasa, carbohidratos, cenizas y fibra son similares a los reportados por el mismo autor y Bisaria, et al (1987).

El número de cosechas estará determinado por la calidad del substrato, así como por las condiciones ambientales a las que se exponga.

La cantidad de agua en el carpóforo puede mantenerse constante, 90- 92 %, sin importar el substrato, ni la cantidad de nutrientes, ni el tiempo transcurrido.

El número de carpóforos no está en relación directa con la E. B. ya que podemos encontrar un substrato de baja E. B. pero con una gran cantidad de carpóforos como sucedió con cascarilla de algodón, donde se obtuvo una E. B de 45.4 % y 1149 carpóforos

mientras que en Orujo de Uva 100% se obtuvieron 708 carpóforos y E. B. de 53.4%. o viceversa encontrar un substrato de pocos carpóforos pero con una alta E. B.

C O N C L U S I O N E S

- 1.- Todos los substratos empleados son aptos para el cultivo del hongo comestible P. ostreatus.
- 2.- Es en las mezclas de substratos donde se obtienen mejores eficiencias biológicas.
- 3.- Los parámetros ambientales como la temperatura, humedad ambiental, aereación y obscuridad, son críticos en la fase de colonización del substrato.
Posteriormente períodos de luz y obscuridad, así como humedad ambiental y riego estimulan al hongo a la fructificación.
- 4.- Para las expansiones miceliales es necesario trabajar en condiciones de asepsia y elegir el medio nutritivo apropiado para obtener un micelio vigoroso
- 5.- Debe procurarse utilizar la cantidad exacta de inóculo, ya que un exceso podría ocasionar la compactación del substrato por el micelio o una falta ocasionaria una pobre colonización.
- 6.- La morfología del carpóforo puede variar dependiendo del tipo de substrato utilizado.
- 7.- La cantidad de nutrientes del producto no varia con respecto al tipo de substrato utilizado .
- 8.- Existe una tendencia al incremento de proteínas del substrato inicial con respecto al final.

R E C O M E N D A C I O N E S :

Es importante dar continuidad a los trabajos realizados sobre cultivos de hongos y difundirlos a la comunidad.

Que se hagan estudios en el residuo final, como mejorador de suelos y como alimento para animales, ver que zonas edáficas es necesario recuperar o convencer a ganaderos y agricultores las conveniencias de usarlos como mejoradores del suelo y como recursos forrajeros.

Buscar la vinculación entre los investigadores y el sector privado, para que apoyen estudios tendientes al reciclaje de éstos subproductos poco aprovechados y que constituyen serios problemas de contaminación ambiental.

Mover el interes de autoridades universitarias, científicos y técnicos para que trabajen en éste problema ya que el cultivo de los hongos comestibles en Baja California está pobremente desarrollado a pesar de tener un gran mercado en el extranjero.

Hacer estudios con otras cepas de Pleurotus sobre los mismos substratos utilizados, para ver cuál mejor se adapta a las condiciones del Estado, en cuanto a mayor producción, degradación de la lignina y la celulosa, agresividad para con los contaminantes y resistencia a cambios ambientales.

Domesticar otras especies de hongos comestibles que crecen en el Estado que podrian representar un potencial alimenticio y posibles fuentes de empleo.

L I T E R A T U R A C I T A D A

- Acosta, L., G. Bustos, y D. Portugal. 1988. Aislamiento y caracterización de cepas de Pleurotus ostreatus y su cultivo en residuos agroindustriales en el Estado de Morelos. Rev. Mex. Mic. 4:13-20.
- Alexopoulos, C. J. y C. W. Mims. 1985. Introducción a la Micología. Omega
- Bisaria R., G. Gujral y V. Bisaria. 1987. An integrated approach to utilization of agroresidues through Pleurotus cultivation. CRC Critical Review in Biotechnology. 7 (1) 17-42.
- Calderón, V. 1987. El hongo de cazahuate: opción alimentaria. I C y T. 9: 37-40.
- Castillo, T. J. 1987. Micología general. Edit. Limusa.
- Chang, S.T. y P.G. Miles. 1984. A new look at cultivated mushrooms. Bioscience. 34: 358-401.
- Chavez, A. y M. E. Pérez Morales. 1989. Aprovechamiento de la cascarilla de algodón en la producción del hongo comestible P. ostreatus. Fac. de Ciencias Químicas, UABC. Mesa de Otay, Tijuana B.C. III Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería, Monterrey N. L.
- Dawes, C. J. 1986. Botanica Marina. Edit. Limusa.
- De León-Chocooj, G. Guzmán, y D. M. Carrera. 1988. Planta productora de hongos comestibles Pleurotus ostreatus en Guatemala. Rev. Mex. Mic. 4: 297-301.
- Deacon, J. W. 1988. Introducción a la Micología Moderna. Edit. Limusa.

- Flores, M. J. A. 1983. Bromatología Animal. 3a. ed. Limusa, México.
- Gaitán, H.R. 1989. Obtención de cuerpos fructíferos de Pleurotus ostreatus (Jack.ex Fr.) Kumm, en laboratorio sobre zacate buffel (Cenchrus ciliaris) y viruta de encino (Quercus sp.). Tesis Inst.Tec. de Cd.Victoria.
- Guzmán-Davalos, L., D. Martínez, P. Morales y C. Soto. 1987a. El cultivo de hongos comestibles (Pleurotus), sobre el bagazo del maguey de la industria tequilera. Rev. Mex. Mic. 3: 47-49.
- Guzmán-Davalos, L., C. Soto y C. Martínez. 1987b. El bagazo de caña de azúcar como substrato para la producción de P. ostreatus en Jalisco Rev. Mex. Mic. 3: 79-82
- Herrera T. y M.Ulloa. 1990. El reino de los hongos. Micología básica y aplicada. U N A M y Fondo de Cultura Económica. México.
- Höfte, M. 1992. Cultivation of edible mushrooms on tropical agricultural waste . Parte 1: Biology. Organized by the Belgian administration for development cooperation and The University of Gent-belgium, Lab. for Phytology and Phytovirology.
- Jablonsky, I. 1981. Changes in biochemical and physiological activities of substrates colonized by fungi P. ostreatus, L. edodes and A. aegerita. Mushroom Science XI, Proceedings of the eleventh international Scientific Congress on the Cultivation of Edible Fungi. 1981, Australia. pp. 659-673.
- Leal, L. H. 1985. La utilización microbiológica de desperdicios lignocelulósicos, Potencialidades y Perspectivas. Perspectivas de la Biotecnología en México. Fundación J. Barrios Sierra.

CONACYT México D.F. Compilador.

Leal, L. H., D. Gómez y G. Pulido. 1986. Aprovechamiento de los desechos del nopal (Opuntia ficus indica) para el cultivo del hongo comestible P. ostreatus (Jacq.ex Fr.) en la delegación Milpa Alta D.F. Depto. de Alimentos Fac. Química UNAM, Depto. de Producción Agrícola y Animal UAM- X. 11 Congreso Nacional de Micología, Oaxtepec, Morelos. 1986.

Lee, T. S. 1984. Métodos de cultivo de principales especies de hongos comestibles. Memorias del simposium sobre el cultivo de hongos. Puebla, Puebla.

López, A. 1985. Cultivo domestico de hongos comestibles Univ. Veracruzana. Cuadernos de extensión universitaria.

Mahler R. H. y E. H. Cordes. 1971. Química Biológica. Edit. Omega.

Mahmoud, B. and M. H. EL-Katan. 1986. Cultivation de Pleurotus mushroom species in Egypt. Egyptian Society of applied microbiology Proc. VI conf. Microbiology Cairo, 1986. vol 1 part 1. Fermentation microbiology. payer N. 13. pag 211-221.

Martínez, C. D. 1984. Cultivo de P. ostreatus sobre desechos agrícolas 1: Obtención y caracterización de cepas nativas en diferentes medios de cultivo sólido en laboratorio. Biotica 9:3. México.

Martínez, C., y G. Guzmán. 1984. Investigación y prospectos sobre el cultivo de los hongos comestibles en México. INIREB Xalapa Veracruz, México. Memorias del simposium sobre el cultivo de hongos, Puebla, Pueb. 1984.

Martínez, D., M. Quirarte, C. Soto, D. Salmenes y G. Guzmán.

- Nonis, H. 1981. Setas. (Descripción, Toxicidad y Valor culinario). Edit. Daimon.
- Oei, P. 1991. Manual on mushroom cultivation, Techniques, species and opportunities for commercial applications in developing countries.
- Poppe J. 1992. Cultivation of edible mushrooms on tropical agricultural waste. Parte 2. Cultivation. Organized by the Belgian administration for development cooperation and The University of Gent-belgium, Lab. for Phytology and Phytovirology.
- Quimio, H. T. 1990. Mushrooms and the benefits derived from eating and cultiting them. Publicado por Quality Control and Training Center, National Institutes of Biotechnology and Applied Microbiology U. P. at los Banos. College, Laguna Philipinas.
- Ramos, E. J. 1987. Los insectos como fuente de proteína en el futuro. LIMUSA. 2a. ed. México.
- Silanikove, N., O.Danai y D. Levanon. 1988. Cotton straw silage as a substrate for Pleurotus sp. cultivation. Biological wastes 25: 219-226.
- Soto, C., L. Guzmán-Davalos y L. Villaseñor. 1987. Obtención de fructificaciones de P. ostreatus sobre bagazo de maguey no fermentado. Inst. de Botánica Univ. de Guad. 111 Congreso Nacional de Micología, Cd. Victoria, Tamps. 1986.
- Soto, C., C. Martínez, P.Morales y M. Sobal. 1987. La pulpa de café secada al sol, como una forma de almacenamiento para el cultivo de P. ostreatus. Rev. Mex. de Mic. 3: 133-136.

- Soto, C., L. Guzmán Davalos y C. T. Bañuelos. 1988. Cultivo de hongos comestibles del género Pleurotus sobre bagazo de caña de azúcar mezclado con rastrojo de maíz. Inst. de Botánica Univ. de Guad. 111 Congreso Nacional de Micología, Cd. Victoria Tamps. 1988.
- Soto, C., L. Guzmán-Davalos y O. Rodríguez. 1989. Cultivo del hongo comestible P. ostreatus sobre bagazo de maguey tequilero fermentado y mezclado con paja de trigo. Rev. Mex. de Mic. 5: 97-101.
- Soto, C., L. Guzmán-Davalos y L. Villaseñor. 1988. Obtención de dos especies de Pleurotus sobre bagazo de maguey tequilero fermentado aerobicamente. Inst. de Botánica Univ. de Guad. 111 Congreso Nacional de Micología, Cd. Victoria, Tamps. 1988.
- Stamets, P. y J. S. Chiltón. 1983. The mushrooms cultivator. a Practical Guide to Growing Mushrooms at home. Agarikon Press Olympia, Washington.
- Valencia, G. Ma. E. Garin y S. Gonzalez-Vazques. 1990. Utilización del lirio acuatico Eichhornia crassipes como substrato para el cultivo del hongo Pleurotus ostreatus. XI Congreso de Botanica, Oaxtepec, Morelos.
- Vedder, P. J. C . 1984. Cultivo moderno del champiñon Edic. Mundi-Prensa. Madrid España.
- Zadrazil, F. 1978. Cultivation of Pleurotus Edible Mushrooms. Academic Press, Inc.