

Pleurotus ostreatus 균사의 생장 촉진 효과를 나타내는 고온성 곰팡이의 특징

이호용 · 신창엽 · 김준호¹ · 김원록² · 이영근³ · 장화형³ · 송인근³ · 현성희⁴ · 민봉희^{5*}

상지대학교 생명과학과, ¹상지대학교 화학과, ²상지대학교 생명과학연구소,
³한국원자력연구소 방사성응용연구팀, ⁴을지의과대학교 의예과,
⁵대구대학교 생물학과

The Characteristics of Thermophilic Fungi in Relation to Growth-Promoting Effect on the Mycelium of *Pleurotus ostreatus*

Ho Yong Lee, Chang Yup Shin, Jun-Ho Kim¹, Won Rok Kim², Young-Keun Lee³,
Hwa-Hyoung Chang³, In-Geun Song³, Soung-Hee Hyun⁴ and Bong Hee Min^{5*}

Department of Biological Science, ¹Department of Chemistry and
²Institute of Biological Science, Sang Ji University, Wonju 220-702, Korea
³Radiation Application Team, Korea Atomic Energy Research Institute, Taejon 305-353, Korea
⁴Department of Biology, Taegu University, Kyungsan 712-714, Korea
⁵Department of Premedicine, Eulji University School of Medicine, Taejon 301-112, Korea

ABSTRACT: The mycelial growth of *Pleurotus ostreatus* in compost is strongly stimulated by solid-state fermentation with thermophilic fungi which were isolated from oyster mushroom compost. The biochemical characteristics of these thermophilic fungi were investigated. Cellulase and ligninase activities were not detected by clear zone effect on CMC and lignin media. All of thermophilic fungi grew well with high mycelial density on xylan media and the growing rate of *Sepedonium* sp. S-2 observed very high. In results of MUF-test, extracellular enzyme activity of *Sepedonium* sp. S-2, and S-5 measured very high. On the compost after high temperature fermentation with *Sepedonium* sp. S-2 and S-5, the mycelial growing rate of *Pleurotus ostreatus* was increased about 50% and it also showed the inhibiting effect on mycelial growth of *Trichoderma* sp. SJG-51. Isolated thermophilic fungi, *Sepedonium* sp. S-2 and S-5 were expected as very useful organism for making oyster mushroom compost.

KEYWORDS: Enzyme activity, Growth-promoting, Oyster mushroom, *Pleurotus ostreatus*, *Sepedonium* sp., Thermophilic fungi

느타리버섯을 재배하기 위한 관행의 배지 제조과정은 두 단계로 나뉘어진다. Phase I은 야외발효 과정이며 Phase II는 버섯재배사의 안에서 이루어지는 과정으로 살균과 고온-호기성 후발효로 이루어진다(Fermor 등, 1985). 이러한 방법은 외국에서 개발된 양송이 재배기술이지만 국내에 도입된 이래 그 방법을 일부 수정하여 느타리버섯 재배에 그대로 사용하고 있다.

Phase II 과정의 후발효 과정은 많은 고온성 미생물들이 배양됨에 따라 버섯 균사의 영양원을 축적시키는 과정으로서 이들 미생물들이 다당류를 소비하는 대신 생장을 통하여 다당류를 축적하며 버섯 균사는 다당류와 단백질들을 분해하므로 생장하는 것이다(Stanek, 1972; Fermor와 Wood, 1981). 또한, 고온성 미생물을 발달시킴으로 병을 일으키는 유해균류를 제어하고, 배지재료의 물성변화에 의하여 후발효 후 버섯 균 접종 시 버섯 균사의 활착률 증대와 오염을 방지하는데 있다(Gerrits, 1977). 또한 Carapiet(1981)는

미생물 특히 곰팡이류의 증가에 따라 버섯 균사 생장에 필수적인 중요 영양분인 불포화 지방산의 양이 증가되며 특히 고온에서 그 양이 증가되었다고 보고하였다. 즉 후발효 과정은 고온-호기성 미생물을 발달시키기므로 고온성 미생물에 의해 배지 재료의 물성 변화, 영양분 축적 등이 일어나도록 유도하므로 버섯의 균사 생장을 돕게 되는 것이다.

고온성 곰팡이에 의한 양송이 버섯 균사 생장의 촉진과 생산량 증가는 그간 많은 연구를 통해 확인되어 왔으며 특히 *Scytalidium thermophilum*이 잘 알려져 있다(Wiegant, 1992; Wiegant 등, 1992; Noble과 Gaze, 1994; Straatsma 등, 1994a, b, 1995). *Scytalidium thermophilum*은 *Torula thermophila*, *Humicola grisea* var. *thermoidea*, *Humicola insolens* 등의 이명(Straatsma와 Samson, 1993)을 가지고 있다.

느타리버섯과 양송이버섯은 서로 요구하는 영양 성분이 다르며 생산 방법에도 많은 차이를 나타낸다(성재모 등, 1998). 그럼에도 불구하고 느타리버섯의 배지 생산 과정이 양송이버섯의 배지 생산 과정이 유사하게 이루어지고 있으며 상당 부분 양송이버섯 생산기술을 그대로 사용하고

*Corresponding author <E-mail: bhmin@biho.taegu.ac.kr>

있는 실정이다.

본 연구에서는 이러한 문제점을 해결하고자 먼저 느타리버섯의 배지 속성에 적합한 고온성 곰팡이를 개발하는데 목적을 두었다. 이를 위해 양송이버섯의 균사 생장과 생장량을 촉진하는 것으로 알려진 *Humicola grisea* var. *thermoidea*를 대조 균으로 삼고 느타리버섯의 배지 생산 과정에서 나타나는 고온성 곰팡이들을 분리하여 느타리버섯 균사 생장에 미치는 영향을 비교하였다.

재료 및 방법

공시균류

본 연구에 사용한 고온성 곰팡이 균류는 생명공학연구소에서 분양 받은 *Humicola grisea* var. *thermoidea*(KCTC 6994) 1종을 대조 균으로 사용하였다. 또한 1998년 3월부터 1999년 5월까지 14개월 동안 월 2~3회 계절별로 강원도 원주군 부론면 법천리에 소재한 영농조합 겨자씨에서 느타리버섯 재배용 배지의 제조단계 중 후발효과정의 배지시료에서 분리한 200여종 균류의 생장 및 형태적 특성 등을 관찰하여 균류간 group을 설정하고 대표적으로 선발한 7종을 실험 균으로 사용하였다. 선발된 고온성 곰팡이들을 형태적으로 분류한 결과 *Trichophyton* sp. 1 균주와 *Sepedonium* sp. 6 균주로 동정하고 이를 *Trichophyton* sp. T-1 균주와 *Sepedonium* sp. S-2, S-3, S-5, S-6, S-7, S-10으로 명명하여 사용하였다.

균류의 특이기질에 대한 분해력 검정

특이기질을 함유하는 배지 상에서 고온성 곰팡이의 생장을 확인하기 위하여 cellulose(CMCase) media, lignin(ligninase) media, xylan(xylanase) media를 각각의 측정용 배지(Paterson과 Bridge, 1994)로 조성하고 각 8종의 고온성 곰팡이를 이에 접종한 후 최적 생장온도인 50°C의 항온배양기에서 배양하였다. Cellulose 분해능의 측정은 0.1% congo red 3 ml를 이용하여 약 15분 동안 염색한 후 동량의 1M NaCl로 씻어준 후, 1N HCl을 이용하여 고정하는 방법으로 15분 동안 순차적으로 수세하여 배지의 분해에 의한 균사의 생장이 이뤄진 곳은 염색이 되지 않는 특성을 이용하였다. Lignin 분해능의 측정은 배지 상에서 생장한 균사의 기질로 사용한 poly R-478 분해에 의한 콜로니 주변에 생성되는 투명환의 유무 및 크기로 확인하였다. Xylan 분해능의 측정은 배양기간동안의 균사생장률을 측정하여 그 성장률로 xylan에 대한 분해능을 확인하였다.

세포의 효소활성 측정

고온성 곰팡이 균류의 세포의 효소 활성을 측정하기 위하여 500 ml 삼각플라스크에 200 ml의 PDB(potato dextrose broth)를 조제하고 배지의 pH를 최적 생장 pH인 pH 8.0으로 보정한 후 멸균하고, 미리 PDA 배지에서 증식한 8균주의 고온성 곰팡이 접종 원에서 균총의 선단으로부터 각 8

종의 균주를 내경 5 mm의 cork borer를 이용하여 각 삼각플라스크 당 10개의 disk를 접종하여 최적 생장온도인 50°C의 shaking incubator(120 rpm)에서 10일 동안 진탕 배양하였다. 배양액은 전량을 여과지(Whatman No.1 ϕ 150 mm)를 이용하여 여과한 후 여과 액을 조효소 액으로 사용하였다. 반응기질은 각각 5 mM 되게 methylcellosolve에 녹여 -20°C의 암실에서 보관하면서 사용하였다. 조효소 액 1 ml에 반응기질을 250 μ l를 첨가하여 20°C의 암소에서 4시간 동안 반응시킨 후 나타나는 형광을 spectrofluorometer(Hoefer, TKO100; excitation: 365 nm, emission: 460 nm)를 이용하여 측정하였다(Hoppe, 1983). 세포의 효소 측정을 위해 기질로 다음과 같은 MUF 화합물인 4-methylumbelliferyl(MUF)-N-acetyl- β -D-glucosaminide(exo-chitinase), 4-MUF- β -D-glucoside(β -glucosidase), 4-MUF- α -D-glucoside(amyase), 4-MUF-phosphate (phosphatase), 4-MUF- β -D-cellobioside(exo-cellulase), 4-MUF- β -D-celotrioside(endo-cellulase)를 사용하여 효소활성도를 측정하였다. 효소활성 단위의 계산은 다음 식을 사용하였다. 효소활성(unit) = Emission Intensity \times 1000/S \cdot T = Emission Intensity \times 10/mM \cdot hr(S: concentration of substrate 25 μ M, T: reaction time, 4 hr).

느타리버섯 균사생장 촉진효과

느타리버섯 균류는 농업과학기술원 분자유전과에서 분양 받은 *Pleurotus ostreatus*(Won-Hyong, KACC 500128)를 사용하였다. 분양 받은 균류는 PDA(39 g/l, Difco)에 증식하여 4°C에 냉장 보관하면서 접종 원으로 사용하였으며 각 8종의 고온성 곰팡이를 느타리버섯 재배용 배지의 고온발효용 균류로 사용하였다.

대조 실험을 위한 버섯 배지의 제조는 비트 펄프 : 면실 피 : 왕겨 = 3 : 3 : 1(wt/wt, 건중량)의 비율로 조성한 후 1일 동안 침수하여 배지 내 수분 함량을 70~75%로 조절하고 PE 비닐 bag에 200g씩 담아 1시간동안 2일에 걸쳐 2회 고온·기압(121°C, 1.5기압)으로 간헐 멸균하여 사용하였다. 멸균간에는 autoclave 내부에 그대로 방치하였으며, 멸균 후 중량을 측정하여 증발한 수분 량에 대하여 멸균 종류수를 보충하였다.

고온성 곰팡이의 발효효과 측정을 위하여 상기와 같은 방법으로 배지를 제조한 후 PE 비닐 bag에 균사가 만연한 각 8종의 고온성 곰팡이 균류를 각각 1 plate씩 접종하여 잘 섞은 후 최적 생장온도인 50°C의 항온배양기에서 48시간 고온발효를 진행하였다.

고온발효를 마친 배지와 대조 실험 배지를 꺼내어 clean bench 내부에서 25°C로 하온 하고 멸균된 petri dish(ϕ 87 mm)에 나누어 담아 느타리버섯 균류를 접종한 후 25°C의 항온배양기에서 7일 동안 배양하고 균사의 신장률을 측정하여 대조 균과 비교하였다.

Trichoderma sp. 생장 억제효과

푸른곰팡이의 원인 균인 *Trichoderma* sp.는 원주시에 소

제한 느타리버섯 농가에서 푸른곰팡이병 오염 부위를 채취, 분리하여 형태적으로 분류하였다. 이 중 가장 느타리버섯에 대한 영향이 큰 균주를 *Trichoderma* sp. SJG-51로 명명하여 실험에 사용하였다.

느타리버섯 재배 시 푸른곰팡이 병의 주원인 균인 *Trichoderma* sp.에 대한 고온성 곰팡이의 길항 효과를 알아보기 위하여 상기실험과 동일하게 혼합배지를 조성하고 각 8종의 고온성 곰팡이를 접종하여 50°C의 항온배양기에서 배양하였다. 48시간 고온 발효한 후 25°C로 하온 하여 *Trichoderma* sp. SJG-51를 접종하였으며 25°C의 항온배양기에서 5일 동안 배양하여 *Trichoderma* sp. SJG-51의 균사생장률을 측정하였다.

결 과

특이 기질 배지 상에서 생장

특이기질로 CMC를 사용한 배지에서 균사생장률은 *H. grisea* var. *thermoidea*가 가장 높게 나타났다. 각 8종의 균류 대부분이 균사의 생장은 관찰되었지만, 균사의 밀도가 적었으며, 배양이 끝난 배지에 대하여 염색에 의한 확인 결과, 배지에 생장한 낮은 밀도의 균사와는 상관없이 배지 전면이 염색되어 각 8종의 균류들의 CMC에 대한 분해능은 확인되지 않았다. 특이 기질로 lignin과 유사한 화학구조를 가지는 poly R-478을 사용하여 조성한 배지에서는 *Sepedonium* sp. S-2 균류가 30.8 mm/120시간의 균사생장을 나타내었으며 *Trichophyton* sp. T-1 균류는 전혀 생장을 하지 못하였다. 각 8종의 균류가 모두 약 30 mm/120시간 미만의 느린 균사생장을 나타내었으며, 특이기질인 poly R-478의 분해의 결과로 인하여 생장한 콜로니 주변에 나타나는 투명환은 관찰되지 않았다. 특이기질로 Oat spelt xylan을 사용하여 조성한 배지에서는 *Sepedonium* sp. S-2가 17.8 mm/일 로 최고의 균사 생장을 나타내었으며, 공시된 고온성 곰팡이 8종 모두 균사 생장 및 균사밀도가 높게 나타났다(Table 1).

세포의 효소 활성 측정

각 8종 고온성 곰팡이를 10일 동안 액체 배양한 배양액

Table 1. Mycelial growing rate of thermophilic fungi on various synthetic media including specific substrates on 50°C (unit=mm)

Strain	Media	Time				
		24 hr	48 hr	72 hr	96 hr	120 hr
<i>Humicola grisea</i>	lignin	6.0	8.5	11.5	15.0	18.3
	xylan	25.3	44.5	67.5	77.3	All
	CMC	13.5	40.3	74.3	All	All
<i>Trichophyton</i> sp. T-1	lignin	None	None	None	None	None
	xylan	9.8	28.8	43.5	54.0	61.3
	CMC	6.3	25.5	44.3	58.0	62.3
<i>Sepedonium</i> sp. S-2	lignin	6.3	13.0	19.5	24.8	30.8
	xylan	17.0	35.5	56.0	77.5	All
	CMC	7.0	16.5	28.0	38.5	47.5
<i>Sepedonium</i> sp. S-3	lignin	8.8	10.5	12.5	13.5	15.5
	xylan	28.5	35.8	53.5	62.8	75.5
	CMC	19.0	32.5	40.3	57.8	70.5
<i>Sepedonium</i> sp. S-5	lignin	7.3	9.3	12.8	14.8	28.5
	xylan	28.0	36.8	57.8	67.8	74.8
	CMC	19.8	34.0	48.8	62.3	75.5
<i>Sepedonium</i> sp. S-6	lignin	6.5	8.3	13.3	19.3	27.5
	xylan	22.3	31.5	41.0	50.0	61.5
	CMC	15.3	25.8	37.0	47.5	56.3
<i>Sepedonium</i> sp. S-7	lignin	7.0	11.5	15.8	21.3	25.0
	xylan	26.5	34.8	56.0	63.8	73.5
	CMC	19.3	30.3	39.8	51.8	61.5
<i>Sepedonium</i> sp. S-10	lignin	8.0	12.3	13.5	19.0	24.5
	xylan	24.5	34.5	54.8	66.8	75.5
	CMC	19.0	32.0	39.8	51.0	59.3

의 상등 액을 조효소 액으로 사용하여 세포의 효소 활성을 측정한 결과, *Sepedonium* sp. S-2와 S-5 균주에서 Exo-chitinase, Exo-cellulase 및 Endo-cellulase 등 전반적인 세포의 효소 활성이 높게 측정된 반면 *H. grisea* var. *thermoidea*의 효소 활성도는 매우 낮았다(Table 2).

느타리버섯 균주의 균사생장 촉진효과

느타리버섯 재배용 배지에서 고온성 곰팡이에 의한 느

Table 2. Extracellular enzyme activities of thermophilic fungi

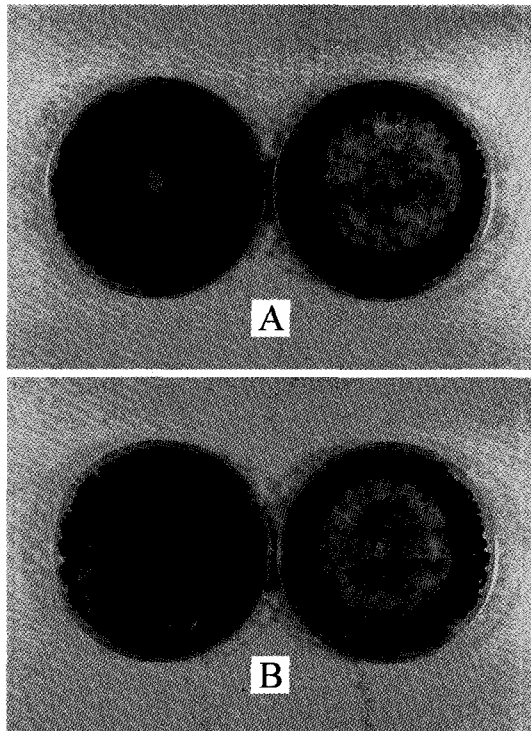
Strain	Enzyme (unit/mg · protein)					
	Exo-glucosidase	Exo-amylase	Exo-phosphatase	Exo-chitinase	Exo-cellulase	Endo-cellulase
<i>Humicola grisea</i>	6830.0	5930.0	5900.0	7300.0	5820.0	5930.0
<i>Trichophyton</i> sp. T-1	6730.0	5810.0	5860.0	6770.0	5600.0	5660.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-2	5730.0	5730.0	5780.0	5720.0	5500.0	5790.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-3	6910.0	6850.0	6770.0	7380.0	7270.0	7440.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-5	7520.0	7210.0	7680.0	8580.0	7950.0	8170.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-6	7700.0	7350.0	7450.0	7810.0	7810.0	8240.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-7	6780.0	6630.0	7440.0	7090.0	6960.0	7490.0
<i>Sepedonium</i> sp. S-10	6410.0	6590.0	6910.0	8930.0	7120.0	7440.0

Table 3. Growth-promoting effect of thermophilic fungi on *Pleurotus ostreatus* (KACC 500128) mycelium

Strain	Control (Not fermented)		Experiment (Fermented by thermophilic fungi)	
	Mycelial Diameter (mm/7 days)	Mycelial density	Mycelial Diameter (mm/7 days)	Mycelial density
<i>Humicola grisea</i> var. <i>thermoidea</i>			47.0	+
<i>Trichophyton</i> sp. T-1			63.5	++
<i>Sepedonium</i> sp. S-2			64.0	+++
<i>Sepedonium</i> sp. S-3	48.2	+	51.0	+
<i>Sepedonium</i> sp. S-5			57.0	+++
<i>Sepedonium</i> sp. S-6			50.0	+
<i>Sepedonium</i> sp. S-7			54.5	+
<i>Sepedonium</i> sp. S-10			52.0	+

+, -; Density of *Pleurotus ostreatus* mycelium.**Table 4.** Growth-inhibiting effect of thermophilic fungi on *Trichoderma* sp. SJG-51

Strain	Control (Not fermented)		Experiment (Fermented by thermophilic fungi)	
	Mycelial Diameter (mm/3 days)	Mycelial density	Mycelial Diameter (mm/3 days)	Mycelial density
<i>Humicola grisea</i> var. <i>thermoidea</i>			63.8	+++
<i>Trichophyton</i> sp. T-1			48.6	++
<i>Sepedonium</i> sp. S-2			44.7	++
<i>Sepedonium</i> sp. S-3	65.0	+++	51.3	++
<i>Sepedonium</i> sp. S-5			46.3	++
<i>Sepedonium</i> sp. S-6			64.6	+++
<i>Sepedonium</i> sp. S-7			65.0	+++
<i>Sepedonium</i> sp. S-10			42.3	++

+, Density of *Trichoderma* sp. mycelium.**Fig. 1.** Growth-promoting effect of thermophilic fungi on *Pleurotus ostreatus* (KACC 500128) mycelium. A; Compare control (left; not fermented by thermophilic fungi) to experiment (right; fermented by *Sepedonium* sp. S-2, thermophilic fungi), B; Compare control (left) to experiment (right; fermented by *Sepedonium* sp. S-5).

타리버섯의 균사생장 촉진효과를 측정된 결과, *Trichophyton* sp. T-1과 *Sepedonium* sp. S-2, S-5 균류에서 느타리버섯 균사의 생장촉진 효과가 확인되었다. 그러나 양송이버섯 균사생장 촉진 효과가 있는 *H. grisea* var. *thermoidea*에서는 촉진효과가 나타나지 않았다. 후발효과정을 거치지 않은 대조 균(6.7 mm/일)에 비해서 *Trichophyton* sp. T-1과 *Sepedonium* sp. S-2, S-5 균류를 사용하여 후발효과정을 거친 배지에서 느타리버섯 균류의 균사생장률(10.0 mm/일)이 약 50% 정도 빠르게 나타났다(Fig. 1) (Table 3).

Trichoderma sp. 생장 억제효과

느타리버섯 푸른곰팡이 원인 유해균류인 *Trichoderma* sp. 에 대한 고온성 곰팡이의 길항작용을 알아보기 위하여 고온성 곰팡이 균류를 사용하여 먼저 후발효된 느타리버섯 재배용 배지에 *Trichoderma* sp. SJG-51을 접종하여 배양한 결과, *Trichophyton* sp. T-1 및 *Sepedonium* sp. S-2, S-5, S-10 균류를 사용하여 후발효를 거친 배지에서 *Trichoderma* sp. SJG-51의 균사생장 억제효과가 관찰되었다(Table 4).

고 찰

고등식물 세포벽의 주성분으로 알려진 xylan은 xylose 다당류로 섬유소와 같이 널리 분포되어 있으며, 특히 느타리버섯 재배용 배지재료인 볏짚, 목화 등에는 xylan의 함량이 5~50%에 이른다(김 등, 1998). 상기의 결과와 같이

xylan 기질을 갖고있는 배지 상에서 높은 균사 생장률을 보이는 고온성 곰팡이는 느타리버섯 재배용 배지제조 시 후발효과정에서 배지 재료의 세포벽 성분을 분해하여 느타리균사의 영양원으로 제공하므로 균사 생장을 증가시키는 것으로 판단된다. 이는 기존에 있어 *Sacchromonospora* sp. 등 많은 고온성 곰팡이들이 양송이 배지에서 xylan을 분해하였다는 결과와 일치한다(Deploey and Fergus, 1975; Rosenburg, 1978; Trigiano and Fergus, 1979). 분리한 고온성 곰팡이들은 cellulose 배지에 있어 생장이 나타났으나 분해한 흔적은 찾을 수 없었다. 그러나 세포의 분비 cellulase의 활성도는 높은 것으로 나타나 이들이 배지 재료상의 cellulose를 사용할 가능성은 있었으며 앞으로 자세히 조사할 필요가 있는 것으로 판단된다.

Lignin은 매우 단단한 결정체 구조를 갖고 있으며 대부분 백색 부후균에 의하여 분해되지만(Leonowicz 등, 1999) 버섯 배지 발효과정에 나타나는 미생물에서는 그 분해 균을 찾을 수 없었다고 보고되었다(Jain 등, 1979). 그러나 느타리버섯은 매우 훌륭한 lignin 분해 효소를 갖고 있으며 Phase II 과정에서의 고온성 미생물이 증가한 후에는 그 분해가 더 잘 이루어진다고 하였다(Wood와 Leatham, 1983). 이번 연구에서도 lignin을 분해하는 고온성 미생물을 찾지 못하였으나 이들 미생물의 활동으로 인해 버섯 균사들이 lignin 분해를 활성화시킴으로 그 생장이 빨라진다고 사료된다.

느타리버섯의 배지 제조과정에서 분리한 7종의 thermophilic fungi들에 대해 느타리버섯의 균사 생장에 대해 촉진 효과를 조사한 결과 *Sepedonium* sp. S-2 균류에서 가장 좋은 결과를 얻을 수 있었다. *Sepedonium* sp. S-2는 혼합 배지에서의 생장 속도가 빠를 뿐 아니라 CMC 배지와 xylan 배지에서의 생장 속도도 빨랐으며 조사한 세포외 분비 효소의 활성도도 높았다. 이러한 결과는 버섯의 균사 생장이 배지에 축적된 미생물 다당류의 양에 의해 촉진된다는 보고(Fermo와 Wood, 1981)나 곰팡이류의 증가에 따라 버섯 균사 생장에 필수적인 중요 영양분 불포화 지방산의 양이 증가되며 특히 고온에서 그 양이 증가되었다(Carapiet, 1981)는 보고와 비교하여 볼 때, 이들 고온성 곰팡이들의 영향에 의해 느타리버섯이 선호하는 영양분의 양이 늘어났고 이에 따라 느타리버섯의 균사 생장이 촉진되었던 것으로 판단된다. 한편 양송이버섯의 균사 생장에 매우 효과적인 생장 촉진효과를 나타냈던 *H. grisea* var. *thermoidea*는 느타리버섯의 균사 생장에는 생장 촉진효과를 나타내지 못했다. 이는 각 버섯 균사간에 필요한 영양분이 다르기 때문으로 판단된다.

적 요

느타리버섯의 균사 생장을 촉진시키고 병원성 균류의 생장을 억제하므로 느타리버섯의 생산을 증가시키는 고온성 미생물을 분리하고 그 원인을 생화학적으로 조사하였

다. 느타리버섯 배지로부터 분리한 7종의 고온성 곰팡이에서 모두 lignin 분해 활성 능은 확인되지 않았고, xylanase 분해능은 모든 분리 균에서 확인되었으며, 특히 *H. grisea* var. *thermoidea*와 *Sepedonium* sp. S-2 분리균류에서 높은 활성을 나타내었다. Cellulose 배지에서 균사 생장은 나타났으나 그 분해는 확인 할 수 없는 반면 MUF-test로 확인한 세포외 분비 cellulase의 활성도는 *Sepedonium* sp. S-2와 S-5에서 가장 높은 활성을 나타내었다. 이들 두 균류는 느타리버섯 생장을 50% 증가시켰으며, 푸른곰팡이병 원인균인 *Trichoderma* sp. SJG-51에 대한 생장억제효과도 나타내었다. 이상의 결과로 보아 고온성 곰팡이 *Sepedonium* sp. 일부는 느타리버섯 재배 시 배지의 물성변화를 일으키는 효소를 분비하여 버섯 생장률 증가 및 유해균류의 생장을 억제하였다. 따라서 느타리버섯 배지 제조에 있어 이들 고온성 곰팡이들이 매우 유용할 것으로 판단된다.

감사의 글

본 연구는 2000-2001년도 대구대학교 교내 연구비 지원에 의하여 수행되었기에 이에 감사드립니다.

참고문헌

- 김동현, 공원식, 김경수, 김영호, 유창현, 김영배. 1998. 느타리버섯류의 생화학적 방법에 의한 품종구분. *한국균학회지* **26**: 173-181.
- 성재모, 유영복, 차동렬. 1998. 버섯학, pp. 259-301. 교학사.
- Carapiet, G. 1981. Phase II or cookout. *Am. Mushroom News* **29**: 23-25.
- Deploey, J. J. and Fergus, C. L. 1975. Growth and sporulation of thermophilic fungi and actinomycetes in O₂-N₂ atmospheres. *Mycologia* **67**: 780-797.
- Fermor, T. R. and Wood, D. A. 1981. Degradation of bacteria by *Agaricus bisporus* and other fungi. *J. Gen. Microbiol.* **126**: 377-387.
- Fermor, T. R. and Grant, W. D. 1985. Degradation of fungal and actinomycete mycelia by *Agaricus bisporus*. *J. Gen. Microbiol.* **131**: 1729-1734.
- Gerrits, J. P. G. 1977. The significance of gypsum applied to mushroom compost, in particular relation to the ammonia content. *Netherlands J. Agricul. Sci.* **25**: 288-302.
- Hoppe, H. G. 1983. Significance of exoenzymatic activities in the ecology of backish water: Measurements by means of methylumbelliferyl-substrates. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* **11**: 299-308.
- Jain, M. K., Kapoor, K. K. and Mishra, M. M. 1979. Cellulase activity, degradation of cellulose and lignin, and humus formation by thermophilic fungi. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* **73**: 85-89.
- Lambert, E. B. 1941. Studies on the preparation of mushroom compost. *J. Agricul. Res.* **47**: 599-608.
- Leonowicz, A., Matuszewska, A., Luterek, J., Ziegenhagen,

- D., Wojtas-Wasilewska, M., Cho, N.-S., Hofrichter, M. and Rogalski, J. 1999. Biodegradation of lignin by white rot fungi. *Fungal Gen. Biol.* **27**: 175-185.
- Noble, R., and Gaze, R. H. 1994. Controlled environment composting for mushroom cultivation: substrates based on wheat and barley straw and deep litter poultry manure. *J. Agric. Sci.* **123**: 71-79.
- Paterson, R. R. M. and Bridge, P. D. 1994. Biological techniques for filamentous fungi. In IMI Technical Handbooks No. 1. CAB International. pp. 19-43.
- Rosenberg, S. L. 1978. Cellulose and lignocellulose degradation by thermophilic and thermotolerant fungi. *Mycologia* **70**: 1-13.
- Stanek, M. 1972. Microorganisms inhabiting mushroom compost during fermentation. *Mushroom Sci.* **8**: 797-811.
- Straatsma, G. and Samson, R. A. 1993. Taxonomy of *Scytalidium thermophilum*, an important thermophilic fungus in mushroom compost. *Mycol. Res.* **97**: 321-328.
- Straatsma, G., Samson, R. A., Olijnsma, T. W., Op den Camp, H. J. M., Gerrits, J. P. G. and Van Griensven, L. J. L. D. 1994a. Ecology of thermophilic fungi in mushroom compost, with emphasis on *Scytalidium thermophilum* and growth stimulation of *Agaricus bisporus* mycelium. *Appl. Environ. Microbiol.* **60**: 454-458.
- Straatsma, G., Olijnsma, T. W., Gerrits, J. P. G., Amsing, J. G. M., Op den Camp, H. J. M. and Van Griensven, L. J. L. D. 1994b. Inoculation of *Scytalidium thermophilum* in button mushroom compost and its effect on yield. *Appl. Environ. Microbiol.* **60**: 3049-3054.
- Straatsma, G., Samson, R. A., Olijnsma, T. W., Gerrits, J. P. G., Op den Camp, H. J. M. and Van Griensven L. J. L. D. 1995. Bioconversion of cereal straw into mushroom compost. *Can. J. Bot.* **73**: 1019-1024.
- Trigiano, R. N. and Fergus, C. L. 1979. Extracellular enzymes of some fungi associated with mushroom culture. *Mycologia* **71**: 908-917.
- Wiegant, W. M. 1992. Growth characteristics of the thermophilic fungus *Scytalidium thermophilum* in relation to production of mushroom compost. *Appl. Environ. Microbiol.* **58**: 1301-1307.
- Wiegant, W. M., Wery, J., Buitenhuis, E. T. and De Bont, J. A. M. 1992. Growth-promoting effect of thermophilic fungi on the mycelium of the edible mushroom *Agaricus bisporus*. *Appl. Environ. Microbiol.* **58**: 2654-2659.
- Wood, D. A. and Leatham, G. F. 1983. Lignocellulose degradation during the cycle of *Agaricus bisporus*. *FEMS Microbiol. Lett.* **20**: 421-424.