

mush mush - Uwagi do uprawy

by mush mush

Przygotowanie agaru

Przepis na ekstrakt agarowy (1 litr)

- 20 gram ekstraktu słodowego
- 2 gramy drożdży
- 15 gram agaru
- woda

Suche składniki wsypujemy do kolby i zalewamy wodą. Sterylizujemy przez trzydzieści minut w temperaturze 120°C.

Objętość kolby powinna być dwa razy większa od objętości sterylizowanej substancji, dzięki temu unikniemy wykipienia mikstury, najlepiej jak kolba ma wąski wlew. Otwór wlewowy :) zatykamy bawełną hydrofobiczną lub Tyvek'iem (czymkolwiek to jest). Następnie owijamy to cynfolią.

Napełnianie szalek petriego

Aby zapobiec skraplaniu wody:

- szalki napełniamy agarem ostudzonym do temperatury 40-50°C;
- szalki z ciepłym agarem ustawiamy w stos;
- na wierzch stosu kładziemy coś gorącego (na przykład kubek gorącej wody)

Szalki najlepiej napełniać w szklanym boksie lub w otoczeniu przefiltrowanym za pomocą filtrów HEPA.

Inkubacja agarowych kultur

Szczeliny szalek należy owinąć polietylenową taśmą samoprzylepną. Zapobiegnie to odwodnieniu jak i wtargnięciu zarazków.

Szalki inkubuje się ustawione do góry nogami, dzięki temu skraplająca się para wodna nie kapie na grzybnię tylko zbiera się na pokrywce skąd powoli wyparowuje.

Zwracaj uwagę jak często wyodrębniasz z kultury pododmiany. Nie wyodrębniaj dalej jak do pięciu szalek, gdyż istnieje ryzyko degeneracji odmiany. Wyraźny objaw wskazujący na degenerację to formowanie się puchatej grzybni. Z takich kultur lepiej nie korzystać. Jeśli nie masz wyjścia i musisz je wykorzystać wybieraj obszary włókniste.

Składowanie kultur

Do składowania kultur wykorzystujemy probówki. Agar przygotowuje się w garnku, a następnie napełnia nim probówki (pomocna jest duża strzykawka). Luźno zatkałe probówki sterylizuje się 25 minut w szybkowarze. Po sterylizacji, probówki umieszcza się pod kątem i pozostawia do wystygnięcia. Dzięki temu stygnący agar utworzy większą powierzchnię potrzebną do rozwoju grzybni.

Probówki można zaszcześcić wrzucając do nich skolonizowany wcześniej agar. Zakrywamy je luźno i uszczelniamy taśmą. Wrzucony kawałek agaru można przesunąć w dół poprzez lekkie opukiwanie

próbówki ręką.

Po dwóch tygodniach rozwoju próbówki można włożyć do lodówki gdzie zachowają żywotność nawet do pięciu lat. Raz na rok wyjmujemy próbówki i zaszczepiamy z nich szalki petriego, robi się to w celu sprawdzenia czy zachowują żywotność. Po przedłużonym składowaniu kultura może wytwarzać sektory (formacje puszystych obszarów grzybni), więc do jej dalszego rozmnażania wykorzystujemy tylko zdrowe włókniste obszary.

Robienie czystego odcisku

Odcisk z zarodników najlepiej nanieść na jakąś gładką powierzchnię, dzięki temu zarodniki będzie można łatwo zeskrobać skalpelem. Większość gładkich materiałów się nadaje pod warunkiem że są czyste. Większość kupowanych w sklepie suchych materiałów (papier, cynfolia), które są zapakowane można uznać za czyste.

Niektóre odmiany niełatwo zrzucają zarodniki. Często proces ten można stymulować zwiększeniem wilgotności. Szczególnie ważne jest to gdy pozyskujemy zarodniki z małych kapeluszy. Kapelusze całkiem szybko wysychają a jak już wyschną to nie zrzucą zarodników.

Do gatunków takich jak *Psilocybe mexicana* i *Psilocybe tampanensis* dobrze jest wykorzystać szczelny plastikowy pojemnik, do którego dodatkowo można włożyć kawałek nogi od grzyba co zwiększy wilgotność.

Nie wszystkie gatunki zrzucają zarodniki zaraz po tym jak błona pod kapeluszem oddzieli się od nogi, lepiej więc poczekać póki zarodniki nie będą widoczne na nodze w okolicy kapelusza.

Zrywamy grzyb i kładziemy go na czystej cynfolii. Za pomocą ostrego noża lub skalpela odcinamy kapelusz od trzonu i kładziemy go na jakąś powierzchnię (papier, cynfolia, szalka petriego). Zamykamy pojemnik i po 24 godzinach wyjmujemy kapelusz. Rezultatem powinien być perfekcyjny odcisk z zarodnikami. Odciski przechowujemy indywidualnie, szczelnie zamknięte w strunowej torebce. W chłodnym suchym miejscu można przechowywać je latami.

Substrat dla *Psilocybe cubensis*

Prawie każdy rodzaj zbóż nadaje się do uprawy tych gatunków, ale według naszej opinii najlepsze jest żyto. Inne zboża (mieszanki zbóż) nierównomiernie absorbują wilgoć w czasie sterylizacji i muszą być wstępnie gotowane.

Żyto od razu można zalać wodą i sterylizować bez potrzeby gotowania wstępnego. Oszczędza to wiele czasu i dodatkowych kłopotów. Gorącymi słoikami lub torbami należy wstrząsnąć w celu wymieszania dolnych wilgotnych ziaren z górnymi suchszymi.

Pozostałe rodzaje zbóż trzeba wstępnie gotować w dużej ilości wody. Czas gotowania zależy od gatunku zboża, które chcemy wykorzystać. Te z małymi ziarnami często potrzebują mniej czasu niż te z większymi. Ziarna z otwartymi pęknięciami nie są dobre, zbyt duża ich ilość może powodować w późniejszym czasie zakażenia.

Po gotowaniu ziarno należy odcedzić i napełnić nim słoiki lub torby. Następnie należy je wysterylizować.

Substrat dla *Panaeolus cyanescens* i *Panaeolus tropicalis*

Mimo że literatura sugeruje iż można korzystać z pasteryzowanej słomy, to plon z niej jest mniejszy niż gdy wykorzystujemy łajno. Ludzie raportują sukcesy na pasteryzowanym krowim i końskim łajnie. Substrat proponujemy sterylizować w torbach zarodniowych (żaroodporne torby foliowe do nabycia w www.mushmush.nl lub do zastąpienia żaroodpornym rękawem foliowym służącym do robienia

pieczystego do nabycia też w marketach. tłum.).

Wygląda na to że najlepsza jest mieszanka słomy lub nasion traw i łąjna. Można dodać wermikulit celem polepszenia struktury i zwiększenia zdolności do utrzymywania wilgoci.

Substrat wydający wysokie plony można przygotować według poniższej receptury:

- 7 części suchego krowiego łąjna
- 7 części namoczonych nasion trawy (zamiast nasion z powodzeniem można wykorzystać namoczoną słomę)
- 2 części drobnego wermikulitu/perlitu
- 2 części grubego wermikulitu/perlitu

Składniki mieszamy na sucho (z wyjątkiem namoczonych nasion lub słomy) i dodajemy wodę dopóki nie będą nasycone. Całość wrzucamy w torby i sterylizujemy przez dwie godziny. Torby można zaszczeplać grzybnią wyhodowaną na życie.

Inkubujące torby wydają dużo ciepła więc miej to na uwadze i nie dopuść do przegrzania substratu!

Czasy sterylizacji

Substraty mogą być skutecznie sterylizowane na parze pod ciśnieniem. Do tego celu najlepiej nadaje się szybkowar lub autoklaw.

Wymagane czasy sterylizacji zależą od wielu czynników, najważniejsze to:

- ilość substratu w jednym pojemniku (torba/słoik/kolba);
- całkowita ilość substratu w szybkowarze/autoklawie;
- stały czy płynny substrat.

Im więcej substratu w jednym pojemniku tym dłużej trzeba go sterylizować. Ciasno zapakowany szybkowar sterylizuje się dłużej niż pusty. Płynny (agar, woda) sterylizuje się krócej niż substancje stałe takie jak żyto czy nasiona.

Czas sterylizacji mierzymy od chwili w której szybkowar/autoklaw osiągnie temperaturę 120°C (1,0 kg/cm², 15 psi).

200 ml słoik żyta **40 minut**

200 ml słoik nasion traw **40 minut**

800 ml słoik żyta **60 minut**

800 ml słoik nasion traw **60 minut**

Torba zarodniowa żyta (4 litry) **120 minut**

Torba zarodniowa nasion traw (5 litrów) **150 minut**

Torba zarodniowa z mixem łąjna (3 litry) **120 minut**

Probówki z agarem **25 minut**

Agar (w butelce) **30 minut**

Woda (w butelce) **30 minut**

Skalpel, strzykawki itp. **20 minut**

Duża torba ziemi okrywowej **60 minut sterylizacja częściowa !**

Ziemia okrywowa

Wiele odmian czerpie korzyści z warstwy ziemi okrywającej wierzch substratu. Proces nakładania tej warstwy nazywamy okrywaniem ;-).

Składniki:

- 10 części torfu
- 5 części wermikulitu/perlitu
- 2 części wapienia

Składniki mieszamy na sucho i dodajemy wodę dopóki mieszanka nie będzie prawie nasycona. Chodzi o to by wlać tyle wody ile to możliwe unikając jednocześnie zamienienia mieszanki w błoto. Jeśli dolejemy zbyt dużo wody możemy to skompensować dosypaniem suchych składników.

Przed użyciem ziemię należy potraktować gorącem. Niektórzy ludzie raportowali powodzenie bez tej operacji ale niesie to ze sobą duże ryzyko. Są dwie praktyczne metody: częściowa sterylizacja w szybkowarze i częściowa sterylizacja w kuchence mikrofalowej.

Namoczoną ziemię wkładamy do torby lub słoików i przez godzinę sterylizujemy ją w szybkowarze lub przez 25-30 minut w mikrofalówce nastawionej na maksa. Jeśli korzystamy z mikrofalali to do ziemi należy dolać dodatkową porcję wody.

Po ostygnięciu ziemia jest gotowa do użycia. Jeśli wygląda za sucho to zanim okryjemy substrat możemy do niej dolać trochę czystej wody.

Skolonizowanym substratem wypełniamy tacki. Aplikujemy okrywający mix i tacka zostaje przykryta. Normalna grubość tej warstwy to 1,5 - 3 cm. *Panaeolus cyanescens* i *Panaeolus tropicalis* także potrzebują warstwy okrywającej ale musi być bardzo cienka, wygląda na to, że gatunki te mają problemy z przerastaniem przez tę warstwę.

Uprawa sklerocji

Niektóre gatunki wytwarzają w warstwie okrywającej i wewnątrz substratu tak zwaną sklerocję. Gatunki te to *Psilocybe mexicana* i *Psilocybe tampanensis*.

Sklerocja to stwardniałe struktury grzybni, formowane przez grzybnię w celu przetrwania powodzi, pożarów i takich tam nieszczęść. Sklerocja zawiera 30% suchej materii, podczas gdy grzyby zawierają jej tylko 9-10%. Ciekawym jest to, że sklerocja wspomnianych gatunków zawiera także psylocybinę i/lub psylocynę :-)))

Większość odmian i pododmian tych gatunków formuje sklerocję w warstwie okrywającej. Substrat robimy z prosa lub nasion trawy.

In vitro (substrat pozostaje w torbach lub słoikach w których się rozwija) sklerocja jest formowana z odmian *Psilocybe mexicana* "A" i z niektórych pododmian *Psilocybe tampanensis*. Wygląda na to, że sterylizowane nasiona traw są bardziej odpowiednim substratem. Przygotowanie polega na zmieszaniu ich z wodą, włożeniu do słoika lub torby zarodniowej i wysterylizowaniu na parze.

Przepis (słoiki 800 ml)

- 110 gram nasion trawy
- 180 ml wody
- Słoiki sterylizujemy przez godzinę.

Przepis (5 litrowa torba zarodniowa)

- 4 litry nasion trawy
- 2 litry wody
- Torby sterylizujemy przez 2,5 godziny.

Substrat zaszczepiamy i po kilku dniach wstrząsamy. Po jakimś czasie zacznie formować się sklerocja. *Tampanensis* formuje sklerocję tylko przy szkłe lub przy wewnętrznej stronie ścianki torby, natomiast *mexicana* formuje ją poprzez cały substrat.

Po trzech miesiącach (*mexicana*) lub po sześciu (*tampanensis*) kończy się wzrost sklerocji i można ją skosić.

Inicjowanie owocnikowania

Jak już przykryty substrat porośnie grzybnią należy umieścić go w warunkach sprzyjających owocnikowaniu. Trzy najważniejsze rzeczy decydujące o owocnikowaniu to:

- spadek temperatury o kilka celjuszy;
- zmniejszenie stężenia CO₂ (dwutlenek węgla);
- aplikowanie światła przez kilka godzin dziennie.

Nie wszystkie gatunki są wrażliwe jak pozostałe. Generalnie, bardziej mięsiste i grube odmiany są niejako trudniejsze do zainicjowania owocnikowania niż odmiany cienkie i smukłe. Trudne gatunki przed wstawieniem do terrarium można wstawić na 24 godziny do lodówki celem zaaplikowania szoku termicznego.

Panaeolus cyanescens i *Panaeolus tropicalis* są bardzo wrażliwe na wysokie stężenie CO₂ (znacznie bardziej niż *Psilocybe cubensis*). Jeśli nie otrzymają wystarczającej ilości świeżego powietrza to urosną wysokie i wrzecionowate a wzrost skończy się na wczesnym etapie.

Jeśli hodowanemu gatunkowi nie zapewnimy właściwych warunków to często jego grzybnia kontynuuje kolonizację bez wydania owocników. Warstwa okrywającej ziemi zmienia się w twardą, nie absorbującą wody powierzchnię. Jeśli ma to miejsce, to warstwę tę należy zeskrobać czystym widelcem, a następnie skorygować warunki, tak by zaczęło się owocnikowanie.

tłumaczenie: **cjuchu**