

GUIDE TECHNIQUE

SUR LA **CULTURE** DES
CHAMPIGNONS
SAPROPHYTES EN
MILIEU FORESTIER



Strophaire rouge vin

Shiitake

Pleurote en forme d'huître

Le Kamouraska Mycologique est fier de promouvoir
les savoir-faire en matière de culture de champignons.

© 2025 Biopterre / MRC de Kamouraska

Aucune partie de ce guide ne peut être reproduite sous quelque forme que ce soit, par impression, photocopie, microfilm ou tout autre moyen, sans l'autorisation écrite de l'éditeur.

Première édition: 2020

Auteur et éditeur : Biopterre

Écriture : Marie-Claude Gagnon, Myriam Lambany et Béatrice Perron

Révision : Pierre Bouchard, Pascale G. Malenfant, Maryse Hénault-Tessier et Diane Bélanger

Photos couverture et 4e de couverture : JHA Photographie

Graphisme couverture et 4e de couverture : Base 132

Photos intérieures : Toutes photos ont été prises par Biopterre, sauf lorsqu'indiqué.

Graphisme intérieur : Marjorie Ouellet

Réimpression en 2025 : Base132, La Pocatière

Citation : Biopterre (2020). Guide technique sur la culture des champignons saprophytes en milieu forestier.

Première édition (Québec) Canada.



Remerciements	8
Objectifs et mise en contexte du guide	9
Le règne des mycètes	10
1. Qu'est-ce qu'un champignon?	10
2. Cycle de vie des champignons.....	11
3. Les différents modes d'alimentation : saprophyte, parasite et symbiotique.....	11
4. Paramètres nécessaires à la croissance des champignons	12
Choix du site de culture et autres critères importants	13
L'accessibilité du site	13
Le drainage, la densité et le type de couvert forestier	13
L'accès à une source d'eau	14
La notion d'efficacité biologique	14
Le climat régional	14
Le choix de l'inoculum et du substrat.....	14
Le choix de l'espèce cultivée.....	15
Méthodes de culture.....	17
Le strophaire rouge vin (<i>Stropharia rugosoannulata</i>) en platebandes	17
1. Mise en culture	17
1.1 Choix et conditionnement du substrat	18
1.2 Inoculation	21
2. Suivi et entretien.....	24
2.1 Propagation du mycélium.....	24
2.2 Irrigation	25
2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs	26
3. Production.....	28
3.1 Relance de la production	31
4. Coûts de production	32
Le shiitake (<i>Lentinula edodes</i>) sur billots	33
1. Mise en culture	33
1.1 Choix et conditionnement du substrat	33
1.2 Inoculation	35

2. Suivi et entretien.....	37
2.1 Propagation du mycélium.....	37
2.2 Irrigation	38
2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs	39
3. Production.....	39
4. Coûts de production	42
Le pleurote en forme d’huître (<i>Pleurotus ostreatus</i>) en sacs de jute ou en chaudières.....	44
1. Mise en culture	44
1.1 Choix et conditionnement du substrat	44
1.2 Inoculation	45
2. Suivi et entretien.....	46
2.1 Propagation du mycélium.....	46
2.2 Irrigation	46
2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs	46
3. Production.....	47
4. Coûts de production	50
Le pleurote en forme d’huître (<i>Pleurotus ostreatus</i>) en totem.....	52
1. Mise en culture	52
1.1 Choix et conditionnement du substrat	52
1.2 Inoculation	53
2. Suivi et entretien.....	54
2.1 Propagation du mycélium.....	54
2.2 Irrigation	54
2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs	54
3. Production.....	55
Références	56
Ressources utiles	58
Fournisseurs (matériel, substrat, mycélium).....	58
Normes, lois et réglementations.....	59
Section réseautage	60



Biopierre - Centre de développement des bioproduits travaille à accompagner notamment les entreprises mycologiques qui souhaitent développer leurs expertises, procédés et produits depuis 2008. En effet, la mycologie appliquée a toujours été l'un des axes de recherche prioritaire de notre centre collégial de transfert de technologie (CCTT).

Le secteur étant en constante évolution, les mycotechnologies ont pris de l'importance et, outre les potentiels bioalimentaires des champignons, aujourd'hui l'industrie s'intéresse fortement aux matériaux, composites, procédés de coloration ou de décontamination, l'utilisation d'enzymes et de molécules actives, au développement de biostimulants, biopesticides, etc. Chez Biopierre, cet essor s'est traduit par la croissance de l'équipe de recherche dédiée aux mycotechnologies, la spécialisation de l'expertise ainsi que la mise en place du *Regroupement pour l'Innovation Fongique (RIF)*. Toutefois, le besoin des organisations et des producteurs pour confirmer et améliorer les régies de production de champignons comestibles est toujours présent.

C'est pour répondre à ce besoin spécifique que Biopierre a collaboré avec le Groupement forestier Grand-Portage, de 2016 à 2020, afin de pouvoir transmettre du savoir-faire à un réseau expérimental de 22 producteurs de champignons en systèmes agroforestiers. En plus d'augmenter les connaissances et de soutenir l'accroissement de l'expertise des producteurs, cette étude aura permis de soutenir le Groupement forestier de Kamouraska dans la diversification de ses services dans un contexte régional où le secteur mycologique est désigné comme une priorité de développement de la MRC de Kamouraska.



Marie-Pierre Dufresne
Directrice générale

Biopierre - Centre de développement des bioproduits

C'est avec fierté que le Groupement forestier Grand-Portage s'est associé à un projet de recherche visant à optimiser les régies de culture des champignons forestiers et à la production de ce présent guide de culture! Issu de la fusion du Groupement forestier de Kamouraska et du Groupement forestier et agricole Taché inc., le Groupement forestier Grand-Portage, incorporé en janvier 2020, assure la continuité de l'expertise développée au cours des quarante dernières années par les deux groupements fusionnés. Ainsi, il s'applique à regrouper les propriétaires de lots boisés et les travailleurs de la forêt pour que les ressources forestières puissent contribuer toujours davantage au développement économique et social de la région. Dynamique et innovateur, il offre à ses membres et partenaires un éventail de services liés à l'aménagement forestier, via son équipe multidisciplinaire. C'est d'ailleurs dans cette optique de mise en valeur des ressources forestières et de diversification économique que le Groupement forestier a jugé opportun de s'intéresser au développement de la filière mycologique et, tout spécifiquement, à la culture de champignons sous couvert forestier. En développant son expertise en la matière, il est ainsi en mesure d'accompagner les propriétaires forestiers intéressés à diversifier les activités liées à leur boisé. De plus, cette implication témoigne de l'intérêt de l'organisation à être partie prenante d'une économie mycologique en plein essor ; il est d'ailleurs l'un des partenaires du *Regroupement pour l'Innovation Fongique*. C'est aussi à cet effet qu'une vitrine de démonstration pour la culture de champignons forestiers ainsi que des randonnées guidées d'initiation au monde des champignons ont été instaurées à la pourvoirie gérée par le Groupement forestier, soit la Pourvoirie des Trois-Lacs, à Saint-Bruno-de-Kamouraska.

À tous et à toutes, nous souhaitons que ce guide puisse aiguiller votre intérêt concernant la culture de champignons et qu'il favorise l'émergence d'initiatives structurantes!

Gérald Landry

GROUPEMENT FORESTIER
GRAND-PORTAGE

Gérald Landry
Directeur général
Groupement forestier Grand-Portage



Remerciements

Biopierre - Centre de développement des bioproduits et le Groupement forestier Grand-Portage souhaitent remercier le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada (CRSNG) ainsi que le ministère de l'Économie et de l'Innovation du Québec pour leur support financier.

Ce projet n'aurait pu être possible sans la participation des 22 producteurs forestiers qui ont participé à l'aventure avec enthousiasme dans le but d'augmenter leurs connaissances.

Enfin, un merci particulier à l'équipe de recherche de Biopierre. Les enseignants du Cégep de La Pocatière, professionnels, techniciens et stagiaires ont été généreux de leur temps et de leurs connaissances, ils ont su relever avec succès des défis logistiques importants.



Fig. 1. Localisation des 22 sites expérimentaux

La réalisation du guide a été possible grâce au projet de recherche « *Optimisation et développement de procédés de culture de champignons saprophytes en système agroforestier à travers un réseau de producteurs régionaux* » (2016-2019), réalisé pour le Groupement forestier Grand-Portage et financé par le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada. Les objectifs du projet étaient les suivants :

1. Sélectionner les souches de champignons saprophytes les plus performantes;
2. Valoriser la biomasse forestière disponible localement pour la culture de champignons;
3. Optimiser les paramètres de productions (substrats, humidité, type d'inoculant, relance printanière, etc.) en fonction des défis identifiés pour trois espèces fréquemment cultivées au Québec en système agroforestier: le shiitake (*Lentinus edodes*), le pleurote en forme d'huître (*Pleurotus ostreatus*) et le strophaire rouge vin (*Stropharia rugosannulata*);
4. Préciser les procédés de production pour 5 espèces, soit le ganoderme de la pruche (*Ganoderma tsugae*), l'hydne hérisson ou tête d'ours (*Hericium abietis*), l'hypholome à lames grises (*Hypholoma capnoides*), le pied bleu (*Lepista nuda*) et le coprin chevelu (*Coprinus comatus*) peu ou pas cultivées au Kamouraska dans le but d'approcher de nouveaux marchés non exclusivement alimentaires;
5. Concevoir des outils de transfert de connaissances.



Le but principal de ce guide est de rendre disponibles des méthodes simples de production de champignons en système agroforestier.

Le guide a été alimenté par le projet de recherche qui visait à optimiser les paramètres de culture et de préciser les bonnes pratiques adaptées aux conditions du Kamouraska et du secteur environnant à travers une étude s'étendant sur 22 sites localisés entre L'Islet et Saint-Paul-de-la-Croix (Fig. 1). Puisque les connaissances et les références sur la culture des champignons sont de plus en plus nombreuses et que Biopterre reconnaît que différentes méthodes puissent donner de bons résultats, le guide propose une courte revue de littérature pour chaque espèce à l'étude. Enfin, ce guide fournit plusieurs références pertinentes, des référents visuels, des recommandations et des informations complémentaires pour outiller le lecteur et l'appuyer dans sa démarche de production de champignons.

1. QU'EST-CE QU'UN CHAMPIGNON ?

Les champignons font partie d'un règne qui leur est propre, celui des Eumycètes. Longtemps classés parmi les végétaux à cause de leur immobilité, on sait maintenant que les champignons sont très différents des plantes : non seulement ils ne font pas de photosynthèse, mais leur structure cellulaire et leur physiologie sont également distinctes. Les champignons sont des organismes hétérotrophes absorbantotrophes : ils s'alimentent donc de carbone déjà existant. Pour ce faire, ils sécrètent des enzymes dans le substrat dans lequel ils poussent pour ensuite absorber les molécules libérées ou encore s'associent à des organismes vivants desquels ils soutireront les nutriments essentiels. Leur paroi cellulaire est composée de chitine, un polysaccharide azoté.

Les champignons sont constitués de deux principales structures, le sporophore et le mycélium. Le sporophore a pour rôle de produire et disséminer les spores qui sont essentielles à la reproduction du champignon. Il peut être muni de structures spécifiques, telles qu'un anneau, une volve et des écailles, qui aident à l'identification de l'espèce (Fig. 2). Le mycélium est la partie végétative du champignon, c'est-à-dire qu'il ne sera pas impliqué dans la reproduction du champignon, mais plutôt dans son alimentation et son métabolisme. Constitué de fins filaments nommés « hyphes », le mycélium est enfoui dans le substrat, tel que le sol ou la matière organique en décomposition. Ce que l'on reconnaît en forêt comme un « champignon », et qui est recherché à des fins gastronomiques, est en réalité le sporophore.

Au Québec et dans l'est du Canada, il existe approximativement 3000 espèces de champignons (33). On estime leur nombre à 1,5 million d'espèces à travers le monde (11).

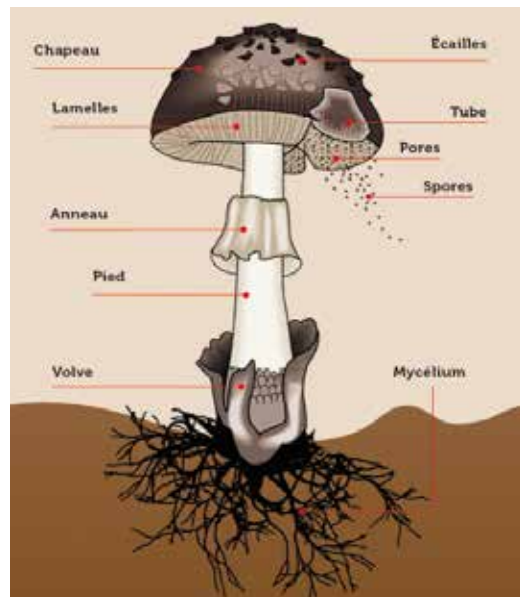


Fig. 2. Anatomie générale d'un champignon

Photo : Musée québécois de l'agriculture et de l'alimentation

2. CYCLE DE VIE DES CHAMPIGNONS

Au cours de la reproduction, le sporophore produira des millions de spores qui seront dispersées par le vent, l'eau et les animaux. Ces spores germeront en hyphes qui formeront un mycélium, c'est-à-dire un réseau souterrain de fins filaments. Lorsque deux mycéliums compatibles se rencontrent, ils fusionneront et produiront, lorsque les conditions sont idéales, un sporophore. Le sporophore est généralement constitué d'un pied et d'un chapeau, qui porte l'hyménium, c'est-à-dire la partie fertile du champignon, qui se présente principalement sous forme de lamelles, de tubes, de plis ou d'aiguillons. L'hyménium libérera les spores, et le cycle recommencera (Fig. 3).

3. LES DIFFÉRENTS MODES D'ALIMENTATION : SAPROPHYTE, PARASITE ET SYMBIOTIQUE

Les champignons saprophytes s'alimentent de matière organique morte, telle que le bois mort, les feuilles tombées au sol et diverses matières en décomposition. En dégradant ces substances, ils contribuent à rendre disponibles les éléments nutritifs et minéraux qu'elles contiennent. Ces éléments deviennent alors disponibles aux plantes autotrophes, qui, quant à elles, génèrent leur propre matière organique à partir des minéraux. Les saprophytes participent ainsi au recyclage de la matière organique et à la formation de l'humus. La très grande majorité des champignons cultivés sont des champignons saprophytes, qui se nourrissent de la matière organique qu'on leur fournit. Le pleurote, le shiitake et le strophaire sont des exemples de champignons saprophytes. On reconnaît trois types de décomposeurs (saprophytes), soit 1) les primaires, qui dégradent la matière ligneuse peu décomposée comme le shiitake qui croît sur des billes de bois, 2) les secondaires, qui dégradent la matière ligneuse partiellement décomposée comme le strophaire rouge vin qui pousse sur des copeaux de bois et 3) les tertiaires, qui poussent sur de la matière organique décomposée comme le coprin cultivé sur un substrat à base de compost (49).

Les parasites vivent aux dépens d'organismes vivants. Souvent pathogènes, ils peuvent entraîner la mort de leur hôte. Les champignons parasites peuvent s'attaquer aux végétaux, aux animaux et même à d'autres champignons. Il suffit de penser aux maladies fongiques retrouvées en agriculture, aux mycoses humaines ou encore aux champignons croissant sur le tronc d'arbres vivants pour avoir une idée d'un champignon parasite. C'est le cas, par exemple, de plusieurs espèces de polypores.

Les champignons mycorhiziens sont ceux qui vivent en association avec les végétaux. Le mycélium du champignon et les racines des végétaux entrent en association dans le sol et cette symbiose mutualiste bénéficie aux deux partenaires. La plante, autotrophe, nourrit le champignon des sucres qu'elle produit par photosynthèse. En contrepartie, le champignon, muni d'un réseau étendu de mycélium, permet à la plante d'accéder à davantage d'eau et de minéraux (Fig. 4). Les plantes mycorhizées sont également moins sensibles aux stress environnementaux, comme la sécheresse, et aux maladies (21). La présence de mycorhizes

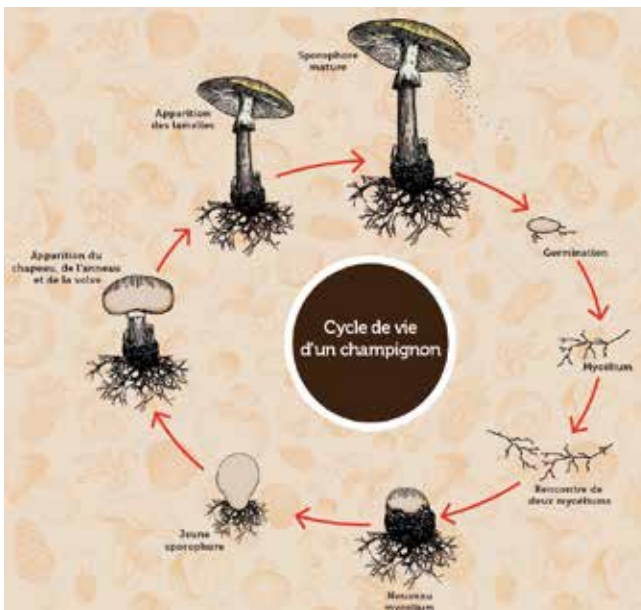
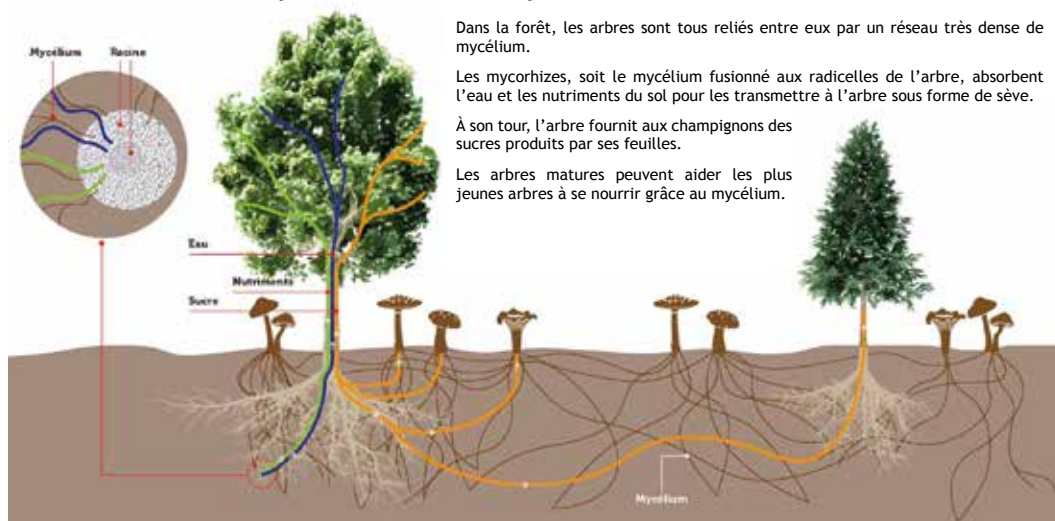


Fig. 3. Cycle de vie d'un champignon

Photo : Musée québécois de l'agriculture et de l'alimentation

Les mycorhizes en symbiose avec la forêt



Dans la forêt, les arbres sont tous reliés entre eux par un réseau très dense de mycélium.

Les mycorhizes, soit le mycélium fusionné aux radicelles de l'arbre, absorbent l'eau et les nutriments du sol pour les transmettre à l'arbre sous forme de sève.

À son tour, l'arbre fournit aux champignons des sucres produits par ses feuilles.

Les arbres matures peuvent aider les plus jeunes arbres à se nourrir grâce au mycélium.

Fig. 4. La symbiose mycorhizienne en forêt

Photo: Musée québécois de l'agriculture et de l'alimentation

dans un sol permet également une meilleure agrégation de celui-ci, grâce à une protéine produite par le mycélium, la glomaline. La plupart des champignons forestiers comestibles, tels que les bolets, les chanterelles et les lactaires, se retrouvent parmi les champignons mycorhiziens.

D. PARAMÈTRES NÉCESSAIRES À LA CROISSANCE DES CHAMPIGNONS

Les champignons étant des organismes hétérotrophes, c'est-à-dire qu'ils ne synthétisent pas leur propre matière organique pour leur alimentation, la présence d'une source de carbone est un facteur important qui influence leur croissance.

Pour les champignons parasites, il s'agit d'un hôte spécifique. Le polypore oblique, par exemple, ne poussera que sur les bouleaux.

Pour les champignons saprophytes, il s'agit d'un substrat idéal à décomposer. Ce paramètre est d'ailleurs important à considérer pour les producteurs de champignons. Certaines espèces dégraderont bien la paille, alors que d'autres auront une préférence pour le grain.

Pour les champignons mycorhiziens, il s'agit d'un partenaire végétal avec qui s'associer. Il est effectivement important de considérer que cette relation symbiotique est assez spécifique. Les chanterelles communes, par exemple, s'associeront principalement avec des sapins et des épinettes matures alors que le bolet à pied glabrescent sera davantage associé avec les bouleaux et les peupliers. Un cueilleur de champignons pourra ainsi orienter ses recherches vers des peuplements forestiers où poussent des espèces d'arbres susceptibles de s'associer avec les champignons recherchés.

Bien qu'on ne les voie pas, les champignons sont présents toute l'année, sous forme de mycélium et de spores, dans le sol ou différents substrats (troncs, matière organique). Le sporophore est éphémère, et n'apparaît qu'à un moment spécifique de l'année, et à des conditions précises. Les morilles, par exemple, poussent au printemps, alors que les chanterelles sont cueillies plus tard durant l'été. La pluviométrie est également un facteur important à considérer, les champignons étant sensibles au taux d'humidité (18; 38; 40). Pour les champignons cultivés (saprophytes), l'humidité du substrat aura donc un impact sur la fructification.

Certains paramètres demeurent déterminants du succès d'une culture de champignons. Voici les critères de base à considérer afin d'obtenir les conditions optimales et favorables à la production de champignons.

L'accessibilité du site

La culture de champignons demande un investissement élevé en temps, un suivi rigoureux et des interventions régulières au niveau de l'irrigation, du dépistage des parasites et des ravageurs, ainsi que pendant les périodes de production. Un site à proximité du lieu de résidence du producteur ou encore situé près de son occupation principale est à privilégier. Bien que les interventions ne soient pas toujours de longue durée, elles sont constantes en saison de production. Il est essentiel que le site comporte un accès facile, c'est-à-dire un chemin dégagé où il est aisé de transporter le matériel pour la production avec un véhicule pour y circuler au quotidien.

Le drainage, la densité et le type de couvert forestier

Le site choisi doit présenter un bon drainage : il ne doit pas être sujet aux accumulations d'eau en surface au printemps ou lors de fortes pluies. Un site idéal offre un bon couvert forestier, c'est-à-dire entre 75 à 90 % de couverture (5), afin de protéger les cultures de la sécheresse causée par l'exposition directe au soleil (Fig. 5). Le peuplement forestier sera idéalement dominé par des conifères. L'implantation d'un site de culture peut aussi être réalisée dans un peuplement à dominance de feuillus, il faut toutefois garder en tête le risque de sécheresse élevé au printemps, avant le débourrement. La densité du peuplement doit permettre l'implantation des cultures de champignons en rangées afin de faciliter l'entretien et la récolte (ex. plantation d'épinette). Idéalement, les arbres seront élagués à une hauteur facilitant la circulation. On privilégie un site à l'abri du vent pour limiter l'assèchement des parcelles de culture. Une humidité naturelle élevée (ex. couverture de mousse au sol, proximité du fleuve) est un critère facultatif, mais qui augmente grandement les chances de succès. Il est aussi possible de faire des cultures de champignons en champ ou en polyculture dans les potagers, par exemple, mais celles-ci requerront une irrigation plus élevée et induiront une production plus variable. La culture en milieu ouvert n'est pas abordée dans le présent document.

Fig. 5. Photo hémisphérique du couvert forestier a) d'un site de culture dans un peuplement à dominance feuillue de plus de 30 ans représentant environ 77 % de couverture, b) d'un site de culture dans une plantation d'épinette de Norvège de plus de 30 ans représentant environ 91 % de couverture, et c) d'un site de culture dans une plantation d'épinettes de plus ou moins 30 ans représentant 89 % de couverture.



L'accès à une source d'eau

L'irrigation des cultures est primordiale en période de propagation du mycélium. Bien que les cultures profitent des pluies saisonnières, en temps de sécheresse, il est essentiel de pouvoir les irriguer afin de ne pas ralentir la propagation du mycélium ou voir avorter une production en cours. Il est nécessaire de prévoir un point d'eau qui ne s'assèchera pas au cours de l'été et qui contient un volume d'eau suffisant pour répondre aux besoins des cultures durant toute la saison (ex. lac, puits résidentiel profond). Il est possible de transporter de l'eau au site ou encore de récupérer l'eau de pluie, mais cela complexifie le travail et demande des installations et des équipements supplémentaires. Le choix de l'espèce et de la méthode de culture peut également être influencé par le type de source d'eau présente sur le site choisi; par exemple, les totems de pleurote n'ont pas besoin d'une forte irrigation.

La notion d'efficacité biologique

La notion d'efficacité biologique est un concept clé lorsque l'on évalue la performance d'un substrat pour une culture de champignons. L'efficacité biologique, parfois nommée le rendement biologique, se définit par le rapport entre le poids frais de champignons récoltés et le poids sec total du substrat. Par exemple, si vous produisez 20 kg de champignons sur un substrat (sec) de 20 kg de paille, vous obtiendrez une efficacité biologique de 100 %. La paille, plus légère que les copeaux de bois, fournit moins de matière dégradable par les champignons et aura donc une efficacité biologique supérieure pour une même quantité de champignons récoltés par unité de surface.

Efficacité biologique (%) :
$\left(\frac{\text{poids en champignons frais}}{\text{poids de substrat sec}} \right) \times 100$

Le climat régional

Au Kamouraska et dans les territoires limitrophes, les zones de rusticité de 4 et plus sont indiquées pour la culture de champignons. Sans être contre-indiqués, les secteurs situés dans des zones de rusticité inférieures peuvent ne pas convenir à certaines cultures, et ce, dû à leurs conditions climatiques plus froides et à la plus courte durée de la saison. Par exemple, c'est le cas du strophaire rouge vin, pour lequel on préfère obtenir une production la même année que l'implantation. Par contre, le pleurote et certaines souches de shiitake apprécient les températures plus froides.

Le choix de l'inoculum et du substrat

L'utilisation d'une source de mycélium de qualité est un critère dans toute culture de champignons. Le mycélium des champignons à cultiver peut être sous forme solide (ex. sur un milieu composé de bran de scie) ou cultivé dans un milieu nutritif liquide. Le mycélium sur substrat solide est le plus efficace pour l'inoculation de tous les types de culture de champignons saprophytes abordés dans ce guide (5). Bien qu'il soit plus rapide et moins coûteux à produire, le mycélium liquide présente une propagation beaucoup plus lente. La croissance du mycélium de shiitake en milieu contrôlé sur des buchettes de bouleau jaune et d'érable à sucre était environ trois fois plus élevée si le mycélium était inoculé sous forme solide comparativement à une inoculation liquide (5). De plus, l'inoculation liquide de strophaire sur des platebandes extérieures de copeaux de saule n'occasionnait aucune production de strophaire durant la première année de croissance sur 22 sites du Kamouraska et des environs alors qu'une production variable, avoisinant les 3 kg/m², était obtenue durant la seconde saison de croissance (5). L'inoculation liquide est conséquemment sujette à une contamination plus élevée du substrat de culture. De plus, ce bouillon de culture contient des nutriments qui sont facilement accessibles pour les microorganismes indésirables. Le mycélium sur substrat solide des espèces fongiques traitées dans ce guide se conserve de 3 à 6 mois au réfrigérateur ou environ 1 mois à température ambiante (5; 31; 36; 52).

Le choix du substrat est très important pour une culture de champignons : les essences utilisées, la porosité et la physicochimie du matériel influenceront directement les rendements. De manière générale, un substrat de culture de champignons présentera un pH se situant entre 6 et 7,5 ainsi qu'une densité permettant les échanges gazeux tout en empêchant les excès d'humidité. Le ratio carbone : azote (C/N) est également important. Il est le reflet du niveau de décomposition du substrat et donc de son potentiel d'utilisation par le champignon cultivé. Plus le



Figure 6. Souches fongiques

temps passe, plus le substrat se dégrade et plus la quantité de carbone diminue. Le carbone est un constituant de la cellulose, de l'hémicellulose et de la lignine qui se retrouvent dans les parois cellulaires des plantes et dans le bois tandis que l'azote est un constituant des protéines et est davantage présent dans la biomasse fraîche (feuilles vertes, herbe fraîche, pulpe de fruits, etc.). Comme la matière ligneuse (copeaux, bran de scie) est très riche en carbone, des suppléments de son de blé et de son de riz qui ont un ratio C/N de 1/4 peuvent être ajoutés au mélange (34). Chaque espèce fongique peut être associée à un substrat possédant un ratio C/N optimal (Tableau 1). Les décomposeurs tertiaires, comme le champignon de Paris (*Agaricus bisporus*) poussent sur un substrat plus décomposé et préfèrent donc un ratio C/N plus faible que le strophaire, le shiitake et le pleurote qui ont, quant à eux, des besoins plus élevés en carbone. Le ratio C/N souhaité peut aussi varier en fonction du stade de développement du champignon. Par exemple, le ratio C/N optimal pour le shiitake est plus bas durant la phase de propagation du mycélium (25/1) que durant la phase de production (40/1) (35).

Tableau 1. Ratios C/N souhaités pour quelques espèces de champignons saprophytes

Espèce (nom commun)	Espèce (nom latin)	Ratio C/N convenable (54)	Ratio C/N optimal (54)
Champignon de Paris	<i>Agaricus bisporus</i>	16/1 et 22/1	19/1
Shiitake	<i>Lentinula edodes</i>	25/1 à 55/1	30/1 à 35/1
Pleurote en forme d'huître	<i>Pleurotus ostreatus</i>	40/1 à 150/1	45/1 à 55/1

Le choix de l'espèce cultivée

Parmi la multitude d'espèces de champignons de culture, trois espèces communes et facilement cultivables en milieu forestier sont présentées dans ce guide. Les techniques de culture présentées sont des méthodes simples et facilement reproductibles. Toutefois, les méthodes de culture associées à chaque espèce ont des particularités qui sont résumées dans le Tableau 2 ci-bas. La mise en marché est également un aspect important à considérer dans le choix de culture (possibilité d'association avec un groupe pour augmenter les volumes, non-concurrence avec un voisin proche, etc.).

**Tableau 2. Principaux avantages et inconvénients associés
à la culture des espèces présentées dans ce guide**

Espèce cultivée	Technique de culture	Avantages	Défis
<i>Stropharia rugosoannulata</i>	Platebandes	Grande simplicité	Production pouvant être élevée, mais très variable
		Peu de matériel requis	Renouvellement des sites de culture nécessaire
		Mise en place peu dispendieuse	Maintien d'un taux d'humidité adéquat
		Production élevée	Récolte quotidienne lors de la période de fructification
		Peut croître sur plusieurs espèces de copeaux de bois	Production irrégulière
		Espèce favorable à la coculture (en association avec des espèces végétales)	
<i>Shiitake Lentinula edodes</i>	Billots	Simplicité	Gestion d'un calendrier de production nécessaire
		Nombreuses souches disponibles sur le marché permettant d'étaler la saison de production	Installation efficace pour le trempage de grandes quantités de billots
		Production pendant 4 ans et contrôle des moments de production	Période d'un an d'attente entre l'inoculation, le trempage et la production (investissement en temps élevé)
		Reconnu pour ses nombreuses propriétés médicinales	Maintien d'un taux d'humidité adéquat
<i>Pleurote en forme d'huître Pleurotus ostreatus</i>	Chaudières ou sacs de jute	Simplicité	Technique de pasteurisation adéquate pour limiter la contamination
		Peut croître sur une grande diversité de substrats: valorisation de multiples biomasses	Maintien d'un taux d'humidité adéquat
		Production élevée	
		Espèce favorable à la coculture (en association avec des espèces végétales)	
	Totems	Valorisation de souches (bois non commercialisable)	Maintien d'un taux d'humidité adéquat
		Grande simplicité	Production irrégulière
		Faible besoin en eau	

Fig. 7. Strophaire rouge vin



MÉTHODES DE CULTURE

Le strophaire rouge vin (*Stropharia rugosoannulata*) en platebandes

Le strophaire rouge vin est un champignon gourmet basidiomycète qui se nourrit en décomposant la matière organique. Il s'agit d'une espèce qui produit des sporophores au chapeau rouge vin et au pied élané et blanc (Fig. 7). L'émergence de la culture de strophaire rouge vin, un champignon comestible à fort potentiel commercial, est source de récents développements de l'intérêt pour cette culture au Québec (9). En effet, le strophaire est un champignon saprophyte reconnu pour son goût raffiné et peut être utilisé dans plusieurs mets cuisinés. Il a l'avantage de pouvoir produire des rendements élevés en plus d'être cultivé selon des techniques simples et abordables.

1. MISE EN CULTURE

Matériel

- Mycélium de strophaire rouge vin
- Substrat
- Réservoir de trempage
- Pelles et râtaeux
- Fourches et brouettes
- Membrane géotextile ou autre matière perméable



Fig. 8. Réservoir alimentaire de 1000 litres fréquemment utilisé pour le trempage des substrats et des cultures ou pour une réserve en eau

1.1 Choix et conditionnement du substrat

Essences d'intérêt

Le potentiel de production du stophaire rouge vin a été démontré dans des systèmes culturaux valorisant de nombreuses biomasses lignocellulosiques. Grâce aux propriétés enzymatiques de ce champignon, il peut être cultivé avec succès sur différents substrats, tels que la paille, la sciure de bois, les copeaux d'érable, de peuplier, de tilleul, de hêtre et de saule (4; 5; 8; 17; 39). Les copeaux de conifères doivent, quant à eux, être absents des substrats de culture ou présents en petites proportions. Des résidus de défrichage de feuillus (aulne, cornouiller et bouleau) en mélange avec le saule arbustif peuvent également donner d'intéressants résultats (4). Toutefois, bien que certains aient déjà obtenu de bons rendements sur un substrat de peuplier (39), d'autres essais n'ont démontré aucun potentiel d'intérêt pour cette essence (3; 5). Le copeau de saule à croissance rapide (*Salix* sp.) est, quant à lui, un substrat très performant (5). Son rendement peut atteindre 1,8 fois celui obtenu avec un substrat de paille (5). Les copeaux sont faits préférentiellement à partir du bois de cœur et de l'aubier plutôt que de l'écorce des arbres, donc on évitera d'acheter du paillis commercial constitué uniquement d'écorces (14).

Granulométrie

Le BRF (bois raméal fragmenté) ou les copeaux provenant d'autres essences feuillues peuvent aussi permettre l'obtention de rendements élevés, selon la composition et la granulométrie. Le substrat idéal est composé de copeaux d'une granulométrie variable dont la surface est inférieure à 10 cm², comprenant des morceaux et des résidus plus fins en mélange. Le substrat doit permettre une aération suffisante, c'est pourquoi le bran de scie seul est à proscrire. Au contraire, une porosité trop élevée diminue les rendements. En effet, la paille donne de meilleurs résultats lorsque déchiquetée, car on obtient un substrat d'une densité plus élevée que lorsqu'elle est entière. Autrement, les champignons poussent souvent sous le substrat, sont parfois difformes et la récolte est plus difficile. Des tiges de saule broyées en ajustant les grilles de déchiquetage entre 2 et 3 pouces (5-8 cm) fournissent une granulométrie idéale pour la croissance du strophaire (5). Lorsque le matériel est broyé, celui-ci doit être sec pour faciliter l'opération. Une étape de séchage d'au moins une semaine au soleil (en retournant le matériel) est donc à prévoir entre la récolte et le broyage (5; 14).



Fig. 9. Broyage de matière ligneuse pour la production de champignons

Conditionnement

Lorsque les copeaux sont fraîchement déchetés, il est important de les inoculer rapidement et de ne pas les laisser sur le sol quelques semaines, ce qui favoriserait la contamination par d'autres champignons (14). Des résidus agricoles séchés (comme la paille de céréales ou les copeaux) peuvent être conservés dans des entrepôts plusieurs années s'ils sont maintenus à l'abri de l'humidité et dans un endroit frais (14).

Il est essentiel de conditionner le substrat au préalable afin de détruire les organismes indésirables qui peuvent s'y retrouver et entrer en compétition avec le mycélium. Le substrat à base de copeaux est, quant à lui, conditionné par trempage seulement, car il comporte moins d'organismes indésirables que la paille. De plus, le strophaire a besoin du contact avec les bactéries pour croître, ne pouvant produire de sporophores sur un substrat stérile (32). Les techniques de conditionnement des différents substrats sont présentées ci-bas.

Méthode simple de conditionnement des copeaux de bois

Tremper le substrat dans l'eau pour une période de 12 à 24 heures dans un réservoir alimentaire de trempage, puis égoutter s'il s'agit de copeaux. Si un substrat de paille est utilisé, traiter celui-ci tel que décrit ci-bas. Une fois le substrat drainé, l'inoculation doit se faire le jour même pour éviter la contamination. Un réservoir alimentaire de 1000 litres (1 m³) (Fig. 8) dont on coupe la face supérieure pour pouvoir y introduire la biomasse est un bon choix au niveau du volume, du prix et de la disponibilité. Celui-ci peut aussi servir de réservoir pour l'eau d'irrigation.

Quelques définitions...

Pasteurisation :

Traitement thermique de stérilisation partielle visant à diminuer la compétition en tuant des microorganismes indésirables du substrat avant d'inoculer l'espèce choisie (14). La vapeur ou l'eau chaude sont généralement utilisées (50).

Stérilisation :

Traitement visant à tuer toutes les formes de vies d'un substrat avant d'inoculer l'espèce choisie. La vapeur d'eau est souvent utilisée. La stérilisation peut aussi être effectuée par l'emploi de produits chimiques, de rayonnement UV ou d'un traitement radioactif. La température et/ou la pression de stérilisation sont plus élevées que celles de pasteurisation (>100 °C) où l'exposition est plus longue (50).

Autres méthodes de conditionnement :

Des traitements chimiques, tels qu'un trempage dans une solution basique (ex. chlore, chaux) ou acide (ex. peroxyde), sont également possibles pour diminuer le niveau de compétition des microorganismes nuisibles.

La décision du type de conditionnement dépend à la fois du substrat utilisé et de l'espèce cultivée.

Méthodes de conditionnement de la paille

Lors de la manipulation de produits chimiques, porter l'équipement de protection approprié (gants, masque, sarrau et lunettes). L'eau de Javel et la chaux hydratée sont corrosives et peuvent brûler la peau.

Facultatif : Pour les deux méthodes de conditionnement dans une solution basique, vérifier le pH à l'aide d'un pH-mètre de poche ou de bandelettes indicatrices et ajuster la quantité de chaux; viser un pH de 9 à 12 (la plupart des microorganismes ne survivent pas à ce pH).

Méthode n°1 : Conditionnement au chlore (29; 50)

1. Utiliser 1 partie d'eau de Javel (hypochlorite de sodium 2, 88 %) pour 10 parties d'eau;
2. Immerger le substrat dans la solution chlorée pendant un minimum de deux heures et un maximum de 12 heures;
3. Drainer et laisser le chlore s'évaporer pendant un minimum d'une heure.

Méthode n°2 : Conditionnement à la chaux hydratée (1; 13; 50)

1. Remplir d'eau un contenant suffisamment grand pour contenir le substrat et y mélanger la chaux (500 g de chaux hydratée/100 L d'eau);
2. Immerger le substrat pour une durée de 12 à 24 heures;
3. Drainer.

Méthode n°3 : Pasteurisation à la vapeur d'eau (29; 50)

1. Tremper le substrat dans l'eau jusqu'à saturation (12-24 heures);
2. Déposer une brique dans le fond d'un baril de métal de 200 litres et y déposer un grillage;
3. Remplir d'eau jusqu'à la hauteur de la grille et déposer sur un brûleur au propane;
4. Faire bouillir l'eau afin que le substrat soit chauffé par la vapeur;
5. Lorsque le substrat est chaud (température de 71 °C) à la surface du baril, compter un minimum de deux heures en laissant bouillir l'eau;
6. Retirer le substrat du baril et laisser refroidir avant l'utilisation.

1.2 Inoculation

L'inoculation doit se faire immédiatement après le conditionnement pour limiter les risques de contamination (49).

Le taux d'inoculation recommandé est d'environ 1 % (1 kg de mycélium/100 kg de substrat sec). Ainsi, deux sacs de mycélium de 2,5 kg (donc 5 kg) par mètre cube de substrat de copeaux de bois correspondent à ce taux. En effet, de façon générale, la densité des copeaux de bois avoisine 500 kg/m³ (39) alors que celle des copeaux de saule a été mesurée à 450 kg/m³ pour une granulométrie moyenne (5). Cela correspond approximativement à un taux d'environ 2-5 kg de mycélium pour inoculer une superficie d'environ 10 m² (49). Un taux d'inoculation plus élevé permet une production plus rapide, mais n'est pas avantageux compte tenu de l'augmentation des coûts de production, alors qu'un taux d'inoculation plus faible pourrait compromettre la production en raison de la plus faible vitesse de colonisation.

L'utilisation d'une source de mycélium sur substrat solide (mycélium sur sciure ou sur grain) est recommandée pour la culture de strophaire rouge vin.

La qualité de l'inoculum est primordiale pour l'implantation d'une culture. La souche doit être sélectionnée adéquatement en laboratoire par le fournisseur et la colonisation du substrat de bois doit être complète lors de l'inoculation (Fig. 11).



Fig. 10. Sacs de mycélium en période de colonisation



Fig. 11. Niveaux de colonisation des sacs de mycélium; a) colonisation faible, b) colonisation incomplète et c) colonisation complète

La période la plus propice pour effectuer une implantation de strophaire rouge vin au Bas-Saint-Laurent et dans les régions limitrophes (zones de rusticité variant entre 3b et 5a) se situe entre la fin de mai et le début de juin. Une implantation effectuée après la mi-juillet ne permet pas d'obtenir de production durant la même année. Bien que la production se poursuive généralement durant la deuxième année pour des implantations plus tardives (été/automne), on estime que celle-ci est fortement réduite lorsqu'elle est précédée d'un hiver.

- 1 Identifier un site situé dans un endroit ombragé, bien drainé et facilement accessible (se référer à la section « choix du site de culture »).
- 2 Dégager le sol des débris ligneux et des végétaux à l'aide d'un râteau à dents afin de favoriser le contact du mycélium avec le sol (Fig. 12a). Le strophaire rouge vin peut notamment se nourrir des nématodes présents dans le sol (24; 55) et le contact avec les microorganismes qui y sont présents favorise sa production (49).
- 3 Déposer une première couche de copeaux d'une épaisseur d'environ 5-7 cm sur le sol dégagé (Fig. 12b). La largeur des platebandes doit permettre la récolte de part et d'autre de la platebande et ainsi ne doit pas dépasser 1,4 m (39). Par exemple, un mètre cube de substrat donne environ 3 platebandes de 0,8 x 4 x 0,2 m.
- 4 Inoculer la platebande avec le mycélium en émiettant ce dernier et en le dispersant en une couche uniforme à la surface du substrat en place (Fig. 12c). Éviter de mettre du mycélium sur une zone de 15 cm au pourtour de la platebande, car celle-ci est plus sujette à la sécheresse (Fig. 12d et 12e).
- 5 Ajouter une seconde couche de copeaux sur le mycélium d'environ 10-15 cm (Fig. 11f). Celui-ci sera ainsi protégé de la sécheresse et pourra se propager en réseau par sa disposition en couche. Il est possible de faire plusieurs étages de copeaux/mycélium en mettant au moins 5 cm d'épaisseur de copeaux sur chaque étage. Il est également possible de mélanger mécaniquement le copeau et le mycélium pour la mise en place de grandes superficies de culture (39), mais le taux de perte de mycélium est plus élevé.
- 6 Recouvrir d'une membrane géotextile maintenue par des poids (ex. roches, lattes de bois) (Fig. 12g, 12h et 12i) afin de favoriser la conservation de l'humidité dans la platebande. Son utilisation est facultative, mais souhaitable pour augmenter les rendements.

Les nématodes...

...aussi appelés « vers ronds » constituent un embranchement de vers microscopiques. Il en existe plusieurs millions de sous-espèces. Certains nématodes se nourrissent de bactéries ou de végétaux, tandis que d'autres parasitent des insectes ou d'autres animaux (12). Référence : Centre de collaboration nationale en santé environnementale. (2012).

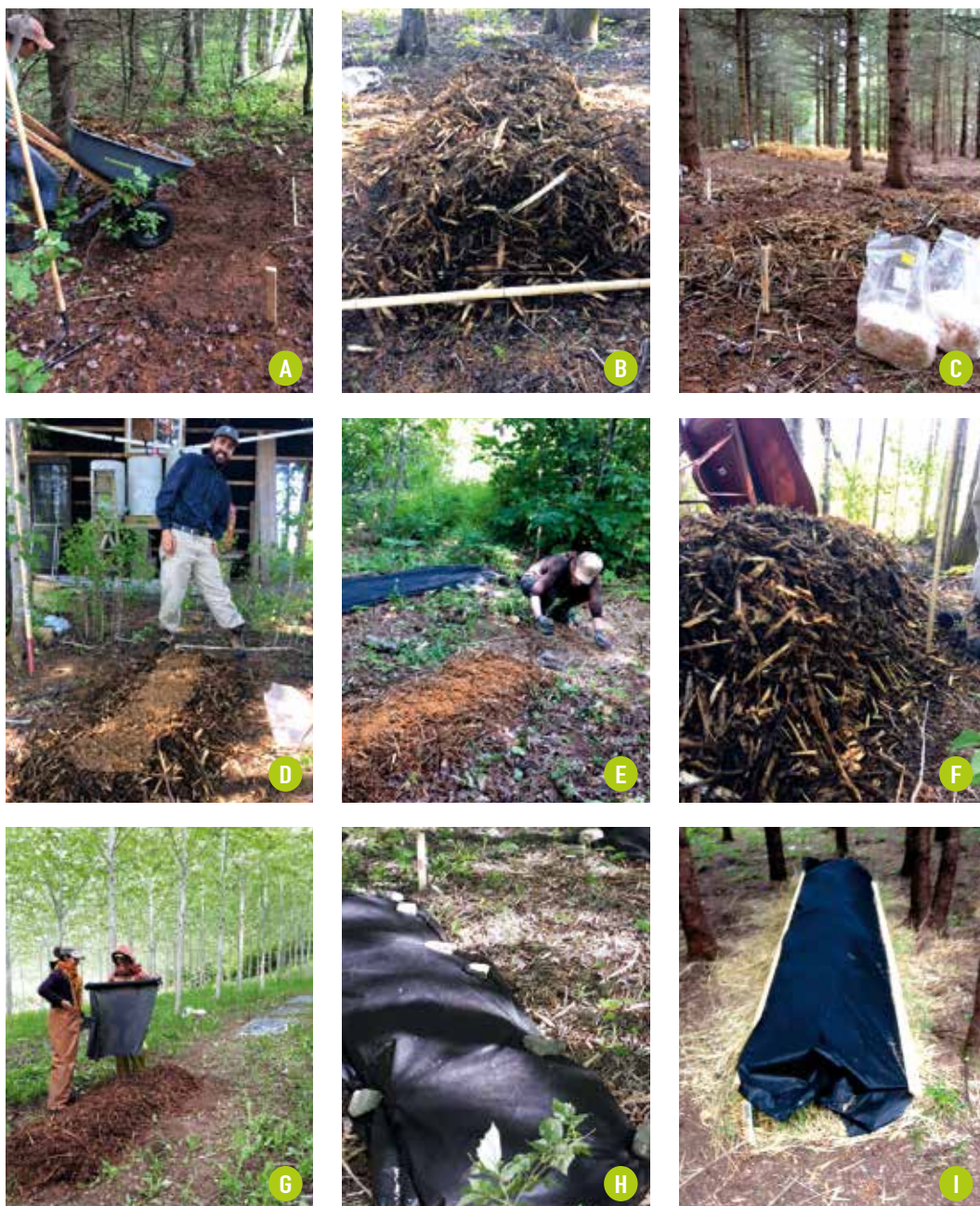


Fig. 12. Étapes de mise en place d'une platebande de strophaire; a) sol dégagé des débris ligneux, b) et c) première couche de copeaux d'une platebande, d) et e) inoculation du mycélium, f) recouvrement du mycélium avec des copeaux, g) installation d'une membrane géotextile et h) et i) la membrane géotextile est maintenue à l'aide de roches ou de lattes de bois

2. SUIVI ET ENTRETIEN

2.1 Propagation du mycélium

Le mycélium se propage sur une période de 6 à 12 semaines, dépendamment du substrat utilisé, de la date d'implantation et des conditions climatiques. La température de croissance optimale durant cette période se situe entre 24 et 28 °C (48).

Matériel

- Balance
- Contenant d'un litre
- Système d'irrigation

Il est important de suivre la propagation du mycélium (Fig. 13 et Fig. 14) jusqu'à ce que le mycélium soit dense et vigoureux dans l'ensemble du substrat (4 à 6 semaines, sous des conditions optimales), puis jusqu'à l'apparition des primordia (« bourgeons » de champignons) (Fig. 14) soit de 10 à 12 jours supplémentaires après la colonisation complète (48). Il n'y a pas de risque à toucher et ouvrir les platebandes pour vérifier l'état du développement mycélien (5).



Fig. 13. a) Platebande de copeaux de saule colonisée à 100 % par le strophaire rouge vin, et b) primordia de strophaire rouge vin

Le taux d'humidité peut être évalué en appliquant la méthode suivante :

- Récupérer 1 litre de substrat dans un contenant réutilisable.
- Faire sécher ce substrat au four à 77 °C (170 °F) jusqu'à ce qu'il soit complètement sec (poids sec), c'est-à-dire jusqu'à ce que deux pesées à 30 minutes d'intervalle soient égales. Le poids sec devient la référence. Ex. 1 litre (sec) = 454 g.
- Lors des suivis, peser 1 L de substrat (poids humide) dans le même contenant.
- Appliquer la formule suivante :
$$\text{Taux d'humidité} = \frac{\text{Poids humide} - \text{Poids sec}}{\text{Poids humide}} \times 100$$

2.2 Irrigation

Pendant la phase de propagation du mycélium, il est primordial de conserver un taux d'humidité élevé, avoisinant 60 % afin d'assurer la survie du mycélium et une propagation optimale (5).

En tout temps, les copeaux doivent être humides au toucher, sans être détrempés. On peut évaluer le taux d'humidité rapidement en prenant une poignée de substrat humide et en le pressant avec la main; si de l'eau s'écoule c'est que le substrat est trop humide. On recommande alors de ne pas arroser les platebandes jusqu'à ce que le niveau d'humidité diminue. La propagation peut être ralentie lorsque le niveau d'humidité est trop élevé, par exemple, après des pluies abondantes (5).

L'irrigation des platebandes peut être effectuée à l'aide d'un système d'irrigation goutte à goutte (Fig. 14a), d'un système par aspersion avec des arrosoirs rotatifs (Fig. 14b), manuellement ou à l'aide de tout autre système fabriqué maison (ex. tubulure d'érablière et buses) (Tableau 3).

Tableau 3. Principales méthodes d'irrigation pour une culture extérieure de strophaire

Méthode d'irrigation	Avantages	Désavantages
Arrosoir rotatif (aspersion)	<ul style="list-style-type: none"> • L'eau se dépose graduellement sur les cultures • Peu d'investissement requis • Apport en eau uniforme 	<ul style="list-style-type: none"> • Peut nécessiter une pompe, si le site est alimenté par une source d'eau naturelle • Volume d'eau requis élevé (pertes par évaporation)
Goutte à goutte	<ul style="list-style-type: none"> • Précision élevée (moins de pertes par évaporation) • Faible volume d'eau requis • Possibilité d'un système passif avec l'utilisation d'un réservoir d'eau surélevé du sol • Peu de temps requis 	<ul style="list-style-type: none"> • Investissement plus élevé • Peut nécessiter une pompe • Peut boucher selon la qualité de l'eau • Apport d'eau local; l'eau n'est pas distribuée également partout dans le substrat et la propagation est plus élevée près des conduits • Nécessite plusieurs lignes d'irrigation
Manuelle	<ul style="list-style-type: none"> • Peu d'investissement requis • Contrôle précis • Envisageable pour les petites superficies 	<ul style="list-style-type: none"> • Temps requis élevé



Fig. 14. Système d'irrigation sur des platebandes de strophaire rouge vin: a) goutte à goutte et b) système d'aspersion

2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs

Le dépistage des contaminants et des ravageurs doit être effectué plusieurs fois par semaine.

D'autres espèces fongiques colonisent parfois le substrat. Des espèces de champignons saprophytes, telles que l'agrocybe précoce (*Agrocybe praecox*), ont été, entre autres, observées sporadiquement dans le substrat de saule et des espèces de la famille des mycènes (*Mycenaceae*) et des coprins (*Agaricaceae*) dans la paille (Fig. 15). Tant que celles-ci ne dominent pas en superficie, ces espèces ne nuisent pas au strophaire rouge vin (5).

D'autre part, la limace est le principal ravageur observé pour la culture de strophaire rouge vin. L'ajout de poudre de diatomée, de coquille d'œuf, de poudre de verre autour des parcelles a été expérimenté. Bien que ces méthodes soient souvent moins efficaces que d'autres traitements chimiques, la poudre de diatomée a très bien fonctionné sur certains sites. Toutefois aucune de ces méthodes n'a prouvé son efficacité. L'utilisation de toiles flottantes par-dessus les cultures constitue une option intéressante, mais demande un investissement supplémentaire. L'utilisation de produits commerciaux biologiques comme le sulfate de fer peut également être envisagée pour repousser les limaces (sans appliquer le produit directement sur les parcelles pour éviter le contact entre les granules et les champignons). Outre l'utilisation de produits « anti-limaces », une bonne connaissance de la biologie des ennemis de culture est importante (30). L'utilisation d'une couverture flottante est probablement la meilleure méthode pour le contrôle des limaces dans les platebandes.

Les écureuils sont reconnus pour apprécier faire des réserves en strophaire rouge vin. Ceux-ci les hissent parfois dans les arbres pour les faire sécher. Les cervidés peuvent aussi causer des dommages aux platebandes. Les ours, les mouffettes et les rats laveurs manifestent une certaine curiosité pour les cultures et y creusent parfois des trous.



Trichoderma sp. sur saule



Stropharia caerulea, sur saule



Famille des mycènes, sur paille



Agrocybe praecox, sur saule



Autres contaminants

Fig. 15. Contaminants fongiques possibles pour la culture de strophaire rouge vin sur substrats de saule, de paille et de peuplier

3. PRODUCTION

La propagation du mycélium tire à sa fin et la période de production approche lorsque le mycélium est dense, vigoureux et blanc sur l'ensemble de la parcelle et que les primordia commencent à apparaître (Fig. 16, stade 5).

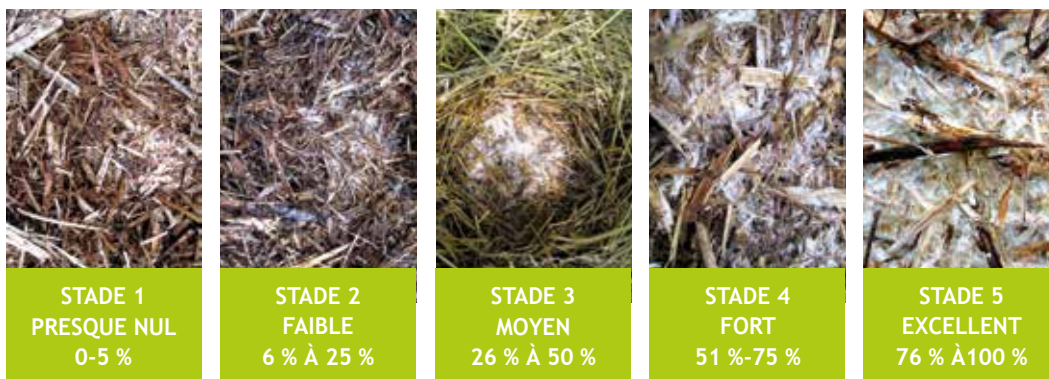


Fig. 16. Guide visuel du taux de propagation du mycélium de strophaire rouge vin en platebande de saule ou de paille (5)

Dès l'apparition des premières fructifications, la production augmente de jour en jour, jusqu'à atteindre un pic de production.

Les fructifications se présentent par « vagues » (Fig. 17). Il s'écoule normalement entre 10 et 21 jours entre l'initiation des primordia et la maturation complète (et donc la production), ce qui explique l'intervalle des récoltes successives (30; 48).

Durant une saison, 2 à 3 « vagues » de production sont généralement observées si l'implantation a été effectuée tôt (mai-juin), que les conditions environnementales sont favorables et que l'entretien du site est adéquat (maintien de l'humidité, récolte quotidienne, etc.).

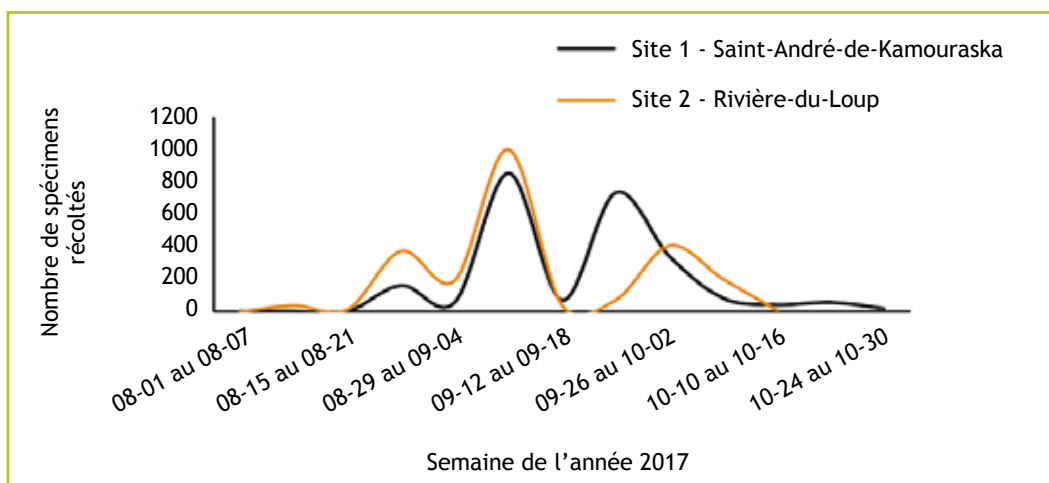


Fig. 17. Courbes de production du strophaire rouge vin sur 2 sites d'étude soumis aux mêmes conditions expérimentales

On peut s'attendre à obtenir une efficacité biologique autour de 10 à 20 % en cultivant le strophaire sur différents substrats (paille, copeaux de saule, autres copeaux de feuillus) (5; 7; 39; 51).

Les « pics » de récoltes...

...apparaissent souvent simultanément pour la plupart des sites, même si les localisations (Kamouraska et régions limitrophes) et les dates d'implantation diffèrent (Fig, 18). Cela laisse croire que certains paramètres climatiques communs pour l'ensemble du territoire étudié sont responsables du déclenchement des fructifications (ex. pluie, chute de température, etc.) (5).

Tableau 4. Efficacité biologique du strophaire sur différents substrats

Substrat	Efficacité biologique (%)	Référence
Paille de blé (récolte pendant 1 an)	16,0	(5)
Paille de blé (récolte pendant 2 ans)	28,4	(5)
Copeaux de saule (récolte pendant 1 an)	8,5	(5)
Copeaux de saule (récolte pendant 2 ans)	17,3	(5)
Paille de céréale	15,0	(51)
Paille et de rafles de maïs concassées (75-25 v/v)	6,0-22,5	(8)

En période de production, la récolte doit être effectuée au quotidien afin d'obtenir des spécimens frais et au bon stade de maturité.

Le strophaire rouge vin est un champignon qui pousse très rapidement. La récolte au stade bouton est l'idéal (catégorie « Extra ») ou lorsque la marge du chapeau est encore enroulée et que celui-ci ne produit pas encore de spores, c'est-à-dire que les lamelles sous le chapeau sont encore de blanches à grises (catégorie n° 1) (Fig. 18).

L'efficacité biologique du strophaire...

...était en moyenne de 16 % sur substrat de paille et de 9 % sur substrat de copeaux de saule durant la première année de production au Kamouraska. En y additionnant les rendements de la deuxième année, l'efficacité biologique passait à 28 % sur substrat de paille et 17 % sur substrat de saule. En 2017, le rendement moyen par unité de surface obtenu dans les sites du Kamouraska était de 2,9 kg/m² sur substrat de paille et de 5,1 kg/m² sur substrat de saule. En ajoutant les rendements obtenus l'année suivante sur les mêmes parcelles, le rendement s'élevait à 5,6 kg/m² sur substrat de paille et à 11,9 kg/m² sur substrat de saule (5).



EXTRA

Bouton, le chapeau est encore fermé, la marge du chapeau accolée au pied, sans trace d'insecte ni de blessure.



CATÉGORIE N°1

Chapeau légèrement ouvert, mais non étalé, aucun insecte ni blessure.



CATÉGORIE N°2

Chapeau ouvert/étalé. Traces d'insectes et/ou blessures. Destiné à la transformation. Valider la présence de spores sous le chapeau, si oui rejeter.



À REJETER

Chapeau ouvert/étalé ou malformé, et/ou taille démesurée. Traces importantes de parasites, blessures, spores (noir sous le chapeau), difforme, mou, odorant.

Fig. 18. Stades de récolte du strophaire rouge vin

Les fructifications de strophaire rouge vin émergent souvent autour des parcelles, à la limite du substrat et du sol (Fig. 19). Lors de la deuxième année, on pourra même trouver des champignons à près d'un mètre des parcelles. Effectivement, ce champignon saprophyte s'implante dans le sol de son milieu de culture grâce à l'étendue de son mycélium.

À l'automne, laisser en place les membranes géotextiles pour la saison hivernale.

Au printemps, vérifier la mise en place de la membrane de protection sur les platebandes. Vérifier l'état du substrat de culture et du mycélium.



Fig. 19. Platebande de strophaire sur copeaux de saule en production

3.1 Relance de la production

Au printemps suivant l'année d'implantation, si une platebande n'a pas encore produit, la maturation et la production se poursuivront. On peut alors laisser le tout en place et effectuer le suivi et l'entretien dès le début du printemps. Il est également important de continuer à suivre les platebandes qui ont produit durant l'année précédente, car elles fourniront encore une certaine quantité de champignons tôt au printemps, faisant office de produits de primeur. Une faible dégradation du copeau, une vigueur élevée du mycélium, ainsi que l'absence de contamination en fin de saison sont des indicateurs d'une production à venir durant la 2^e saison.

Une production élevée durant l'année de l'implantation laisse le substrat de la platebande plus dégradé le printemps suivant. Différentes approches sont possibles afin de relancer la production dans les platebandes.

- **Ajouter du substrat frais sur le dessus des platebandes décomposées**

Cette méthode requiert peu d'investissement, car il n'est pas nécessaire d'acheter du mycélium, mais la productivité est plus faible. Il est important de s'assurer que le mycélium est toujours actif, c'est-à-dire qu'il n'a pas séché et qu'il y a encore présence de réseaux mycéliens vigoureux dans le substrat. Lorsqu'un substrat à base de paille ou de feuilles mortes est utilisé, il est généralement impossible d'appliquer ces méthodes car la dégradation est trop dégradée pour permettre une 2^e saison.

- **Utiliser un nouveau substrat et du nouveau mycélium sur un nouvel emplacement**

Cette méthode assure une productivité optimale (5). En effet, l'implantation de platebandes de strophaire sur un site utilisé la saison précédente diminue sa productivité. Cette diminution peut être attribuable à la relation qui existe entre le champignon et les microorganismes présents dans le sol (49).

- **Planter un décomposeur tertiaire sur le substrat dégradé**

En effet, des champignons comme le coprin chevelu (*Coprinus comatus*), l'agaric amande ou agaric rubicond (*Agaricus subrufescens*) et le pied bleu (*Lepista nuda*) sont des espèces reconnues pour leur capacité à croître sur des substrats dégradés, tels que le compost. Ces trois espèces fongiques ont démontré un potentiel de croissance intéressant sur un substrat de copeaux de saule dégradé par le strophaire rouge vin (suite à une année de production) en laboratoire (5). Des essais en milieu extérieur sont nécessaires afin de confirmer le potentiel d'utilisation de ces espèces comme cultures de succession au strophaire. Cela permettrait l'optimisation du modèle de culture à travers la valorisation du substrat dégradé.

La sporulation...

...peut, selon certains producteurs et chercheurs, réduire, voire arrêter la production de champignons, malgré que cette hypothèse ne soit pas scientifiquement validée (2). Il peut donc être avantageux de retirer les champignons qui ont atteint un stade de maturité avancé avant qu'ils ne dispersent leurs spores. Chose certaine, le strophaire doit être récolté avant l'ouverture de son chapeau et le relâchement de ses spores pour avoir un meilleur goût et garantir une durée de conservation plus élevée.

4. COÛTS DE PRODUCTION

Un exemple des investissements requis est présenté afin de fournir une évaluation sommaire des dépenses annuelles. Les coûts demeurent à titre indicatif et sont basés sur des références du marché 2019-2020. Les revenus potentiels sont sujets à varier selon les paramètres de culture (essence des copeaux, mycélium, pratiques d'entretien, climat, etc.). L'accessibilité à la matière première et à de l'équipement à moindre coût réduit considérablement les dépenses de production et augmente conséquemment les profits potentiels. Des références de fournisseurs de matériel se retrouvent à la fin du document.

Dans une optique de rentabilité, le coût de revient, qui représente l'ensemble des coûts pour produire un bien ou un service, est un paramètre économique important à considérer. Le producteur qui souhaite avoir une culture rentable doit cultiver une masse critique de champignons, ou encore intégrer cette culture dans une entreprise diversifiée. Puis, il doit considérer une priorité au niveau du développement de ses marchés. Le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec présente des informations économiques dans sa fiche synthèse *Champignons de spécialité cultivés* (15).

Tableau 5. Coûts de production du strophaire pour l'inoculation annuelle de 10 m³ de platebandes (30 platebandes de 2 m x 0,8 m x 0,2 m, 60 m linéaires)

	Prix unitaire	Dépenses initiales	Dépenses annuelles
Matériel d'inoculation			
Réservoir alimentaire de trempage (1 m ³)	125 \$	250 \$	
Râteau et fourche	60 \$	60 \$	
Brouette	100 \$	100 \$	
Membrane géotextile ou autre (10 m)	30 \$	180 \$	30 \$
Sac de mycélium de strophaire (2,5 kg)	25 \$		500 \$
Paille (1 balle)	3 \$		200 \$
Copeaux de feuillus (1 m ³)	30 à 60 \$		450 \$
Sous-total		590 \$	855 \$
Matériel de suivi et d'entretien			
Boyau d'arrosage (15 m)	15 à 75 \$	90 \$	
Gicleur rotatif ou autre	10 à 70 \$	600 \$	30 \$
Pompe à eau	250 à 700 \$	475 \$	
Toile flottante (30 m)	60 \$	120 \$	
Essence	Variable		50 \$
Sous-total		1 285 \$	80 \$
Matériel de récolte			
Couteau de récolte	5 à 40 \$	20 \$	
Bacs de récolte et d'entreposage	10 à 25 \$	45 \$	
Sous-total		65 \$	0 \$
Total		1 940 \$	935 \$

Fig. 20. Shiitake sur billots de bouleau à papier



Le shiitake (*Lentiluna edodes*) sur billots

Le shiitake est un champignon saprophyte cultivé depuis au moins mille ans au Japon, en Chine et en Corée et récolté à l'état sauvage depuis au moins 1800 ans, où il pousse principalement sur des chênes (9; 28; 49). Il s'agit de l'une des espèces de champignon les plus cultivées au monde, contribuant à 22 % de la production mondiale de champignons (45). Il est muni d'un pied blanc et d'un grand chapeau brunâtre (Fig. 20) et a une douce saveur boisée qui en fait un champignon gastronomique de choix. Il est également reconnu pour ses propriétés médicinales dont les procédés et produits dérivés ont fait l'objet de plusieurs brevets. En effet, des activités hypolipidémique, antithrombotique, antibiotique, antivirale et anticancéreuse ont été décrites chez cette espèce (27); en plus elle est riche en carbohydrates et en protéines (53).

1. MISE EN CULTURE

1.1 Choix et conditionnement du substrat

Essences d'intérêt

En règle générale, plus le bois est dur, meilleur est son potentiel pour la culture sur billot. Le chêne (*Quercus* sp.) (blanc ou rouge) est l'essence idéale et la plus communément utilisée pour la culture de shiitake (39; 50). L'ostryer de Virginie (*Ostrya virginiana*) offre également un excellent potentiel de culture (39). Cependant, ces essences ne sont pas accessibles dans toutes les régions du Québec.

L'orme d'Amérique (*Ulmus americana*), le hêtre à grandes feuilles (*Fagus grandifolia*), le caryer cordiforme (*Carya cordiformis*), le bouleau à papier (*Betula papyrifera*), le bouleau jaune (*Betula alleghaniensis*) et le châtaignier d'Amérique (*Castanea dentata*) offrent, quant à eux, un très bon potentiel de culture (39). Beaucoup d'autres essences peuvent être utilisées pour obtenir une production convenable dont l'érable à sucre (*Acer saccharinum*), l'érable rouge (*Acer rubrum*), l'érable de Pennsylvanie (*Acer pensylvanicum*), le bouleau gris (*Betula populifolia*), le charme de Caroline

Matériel

- Mycélium de shiitake
- Billots de feuillus
- Scie à chaîne
- Meuleuse d'angle, adaptateur et mèche à shiitake
- Inoculateur
- Cire alimentaire (cire à fromage)
- Réchaud électrique et casserole/ mijoteuse pour la cire
- Tampons applicateurs à cire
- Étiquettes d'aluminium
- Brocheuse
- Table(s) d'inoculation
- Gants et lunettes de protection
- Membrane géotextile feutrée ou autre toile de protection perméable (facultatif)
- Alcool 70 %

(*Carpinus caroliniana*), le peuplier baumier (*Populus balsamifera*) et le pacanier (*Carya illinoensis*) (39). Les autres espèces de peuplier (*Populus* sp.), les pommiers (*Malus* sp.) et le caryer ovale (*Carya ovata*) sont, quant à eux, peu productifs (39).

Sélection des billots

Lors de la sélection de billots pour la culture, deux points sont importants à surveiller : l'épaisseur de bois d'aubier par rapport au bois de cœur et la dureté de l'écorce (9). L'aubier est la section servant au transport des nutriments. C'est dans cette section que le mycélium de champignon se développera et puisera son énergie. Cette section doit être d'au moins ½ pouce d'épaisseur. L'idéal est une écorce qui a commencé à durcir, mais qui n'est pas encore complètement formée de relief de crêtes et de vallées. Cependant, même si les billots avec une écorce épaisse (ex. de l'épaisseur d'une clé) fructifient moins rapidement et fournissent habituellement des champignons difformes lors des premières récoltes, ils conviennent mieux aux sites où il n'est pas possible de contrôler l'humidité ou aux souches de shiitake qui réagissent peu au trempage, et davantage aux changements de température.

Choisir des billots sains, verts, sans signe de maladie ou d'insectes, droits, d'un diamètre idéal de 8 à 15 cm (3 à 6 pouces), d'une longueur de 90 à 120 cm (3 à 4 pieds), ou selon les dimensions du réservoir de trempage. Les billots d'un diamètre inférieur à 8 cm (3 pouces) ont tendance à sécher trop rapidement. Les billots de plus de 15 cm (6 pouces) de diamètre sont difficiles à manipuler. Dans une régie de culture intensive, les billots peuvent être manipulés plus de 12 fois durant le cycle de production. Ces billots conviennent cependant bien aux producteurs laissant la nature faire le travail pour une production plus passive, où les billots ne sont ni irrigués et trempés. Il faut savoir que plus les billots sont lourds, plus la production par billot sera élevée (9).

Prélèvement des billots

La période idéale pour couper les billots est pendant la période de dormance, soit après le changement de couleur des feuilles à l'automne et avant le débourrement des feuilles au printemps. Les réserves en nutriments sont alors supérieures et permettent une meilleure croissance du mycélium (14). Plus on s'approche du débourrement, plus les réserves en nutriments diminuent. Ainsi, les billots ne doivent pas être coupés pendant la saison de croissance, surtout entre les 4^e et 6^e semaines après le débourrement des feuilles qui correspond au moment où les réserves en nutriments sont les plus faibles et où l'écorce a tendance à décoller de l'aubier (19). Si les billots sont coupés dans une autre période que la période idéale recommandée, inoculer rapidement après la coupe et prévoir un dispositif d'irrigation, car le taux d'humidité dans le bois est alors plus bas (concentré dans les feuilles).

Une période d'attente de 2 semaines est suggérée entre la coupe des billots et l'inoculation afin que le système de défense de l'arbre et ses composés inhibiteurs s'inactivent (19). Entre la coupe et l'inoculation, laisser les billots près du sol, surélevés afin de limiter le contact avec les organismes fongiques présents dans le sol et les couvrir d'une toile perméable pour qu'ils conservent leur humidité et puissent être arrosés par la pluie. Lorsque les billots sont coupés au printemps, ne pas dépasser une période de plus de 4-6 semaines avant l'inoculation, car le risque de contamination des billots est alors élevé (14; 19). Si les billots sont coupés l'hiver et laissés sur le site de coupe, il n'y a pas de risque de contamination durant la saison froide. Les bois mous sont encore plus sensibles à la contamination et doivent donc être inoculés plus rapidement (14).

Il est également très important de ne pas briser l'écorce lors des manipulations. Une écorce brisée peut conduire à une contamination (particulièrement aux espèces des genres *Hypoxyylon* et *Diatrype* responsables du décollement de l'écorce fréquemment observé) (35).

1.2 Inoculation

Un sac de mycélium de 2,5 kg peut servir à inoculer environ 25 billots de (10 cm x 1 m). Trois types de souches de shiitake sont commercialisés sur les marchés canadiens et américains (19).

- **Les souches de climat froid** : produisent au printemps et à l'automne sans intervention (voir méthode de mise en production). Peuvent être une bonne option pour les zones de rusticité inférieures à 4 ou pour allonger la saison de culture.
- **Les souches de climat intermédiaire** : produisent surtout en été, répondent bien au trempage (forçage), choix idéal en zone 4.
- **Les souches de climat chaud** : nécessitent un climat plus chaud pour produire. Ne produisent généralement pas en zone 4.

Planifier l'inoculation tôt au printemps (avril, mai), dès que la température le permet et avant que l'air ne se charge de spores. Une inoculation automnale, suivie de l'entreposage des cultures à l'intérieur à une température de 20 à 24° C pour la période de propagation du mycélium, est aussi possible et permet de gagner beaucoup de temps (52). Il est alors idéal de couper les billots dès que la période de dormance des arbres commence à l'automne.

Il est important de désinfecter à l'alcool les surfaces et les outils de travail avant l'inoculation. L'utilisation de tables et d'outils d'inoculation (Fig. 21) diminue le temps de réalisation de cette étape exigeante. Différentes installations sont possibles. Le critère important est que le billot puisse tourner sur lui-même. Pour une quantité élevée de billots, l'emploi de 1 à 3 tables d'inoculation est optimal, où chacune des trois tables sert à 1) percer les trous, 2) remplir les trous et 3) sceller et identifier les billots. Ainsi, pour une efficacité accrue, une équipe de 3 à 5 personnes est idéale pour l'inoculation de billot dans l'optique d'une production d'une centaine à plusieurs centaines de billots. Il existe également des machines d'inoculation automatisées qui permettent une opération encore plus rapide.



Fig. 21. a) et b) Exemples de tables d'inoculation pour les cultures sur billots

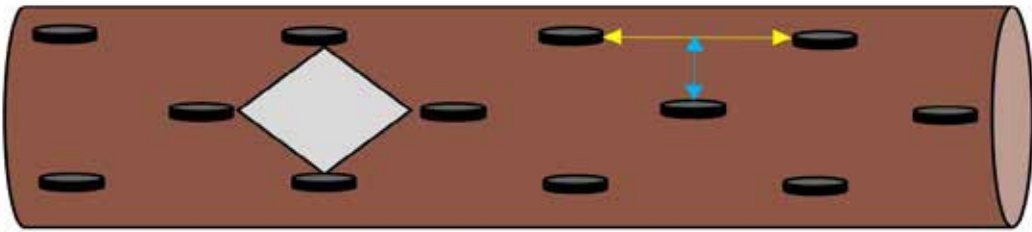


Fig. 22. Disposition des trous dans les billots de culture (Adapté de (19))

- 1 Percer les billots en quinconce (Fig. 22) à l'aide de la meuleuse d'angle, la mèche à shiitake de 12,5 mm et l'adaptateur. La meuleuse d'angle tourne très rapidement et permet de percer les trous dans les billots en peu de temps. De plus, les mèches à shiitake comportent un cran d'arrêt, perçant exactement la bonne profondeur, s'alliant avec précision avec l'outil d'inoculation qui apporte le mycélium dans les trous. L'utilisation de ces outils est aussi le gage d'une inoculation réussie et efficace, l'investissement en vaut le coup. Il est aussi possible d'utiliser une perceuse. Cependant, le temps d'opération sera multiplié. Commencer à effectuer les trous à environ 10 cm de l'extrémité du billot. Espacer les trous d'environ 15 cm (Fig. 22, flèche jaune) et espacer les rangées d'environ 5 cm (Fig. 22, flèche bleue) (19).
- 2 Insérer le mycélium dans les trous à l'aide des inoculateurs en prenant soin de remplir ceux-ci jusqu'à la limite inférieure de l'écorce. Le mycélium se propagera en suivant le sens du grain de l'aubier. Différents types d'inoculateurs d'une gamme de prix et d'efficacité variables sont disponibles sur le marché. Pour une production à but personnel, un inoculateur manuel est suffisant (37). Par contre, pour une production commerciale de plusieurs centaines, voire de milliers de billots, l'achat d'un inoculateur automatique peut être envisagé.
- 3 Sceller chaque trou avec la cire alimentaire
Les blessures peuvent aussi être scellées. Éviter l'utilisation de paraffine, car elle décolle l'hiver venu. La cire d'abeille est une autre option.
- 4 Identifier chaque billot avec une étiquette de métal
Inscrire le nom de la variété, l'année d'inoculation et le numéro de lot.



Fig. 23. Billots disposés en rangées superposées; a) ou en rangées au sol et b) couverts d'une membrane géotextile

- 5 Disposer les billots pour la période de propagation du mycélium
Une fois l'inoculation terminée, les billots peuvent être disposés de différentes manières :
 - en rangées superposées en surélevant un côté (Fig. 23a);
 - en rangées debout, appuyés contre une structure (fil de métal, planche, etc.).
Ceux-ci sècheront cependant plus vite dû à l'action du vent plus directe;
 - empilés en rangées. Cette méthode permet une bonne conservation de l'humidité, mais prend plus d'espace (Fig. 23b).
- 6 Recouvrir d'une membrane géotextile ou d'une toile perméable afin de diminuer les besoins en irrigation (facultatif, mais recommandé).

2. SUIVI ET ENTRETIEN

2.1 Propagation du mycélium

La propagation du mycélium doit s'effectuer durant un minimum de 5 à 18 mois après l'inoculation, selon la souche et les conditions climatiques. Au Québec, on peut évaluer cette période à un été complet. Les billots peuvent donc être mis en production au cours du deuxième été suivant l'inoculation. Une production trop hâtive (suite à un forçage) épuiserait le mycélium et diminuerait la productivité à long terme des billots.

Généralement lorsque la période de propagation est complétée, on observe une « fleur » ou encore une fine couche blanche de mycélium aux extrémités des billots (Fig. 24), vis-à-vis les points d'inoculation du mycélium. Celui-ci se déplace dans le sens du grain pour effectuer sa propagation dans l'aubier.

Vu cette période d'attente pour la propagation, un producteur commercial planifiera une inoculation annuelle afin de ne pas avoir de creux dans la production. Ainsi, si des billots sont inoculés chaque année, la production sera en continu à partir de la deuxième année.



Matériel

- Sangles de caoutchouc
- Balance à crochet
- Système d'irrigation

Fig. 24. Propagation du mycélium aux extrémités des billots de culture; a) le billot est colonisé : apparition d'une « fleur », b) à l'occasion, le mycélium recouvre l'entièreté de l'extrémité du billot



2.2 Irrigation

Il est essentiel de conserver en tout temps un taux d'humidité égal ou supérieur à 35 % (5) afin de favoriser la propagation et la survie du mycélium dans les billots. Pour ce faire, la meilleure méthode consiste à suivre le niveau d'humidité de certains billots nommés «billots témoin» tout au long de la saison.

Méthode de suivi de l'humidité avec billots témoin

1. Avant l'inoculation, choisir un nombre de billots équivalent à 5 % de la quantité totale de billots de chaque essence d'arbre (ex. 1 billot/20). Les billots sélectionnés doivent avoir un diamètre moyen, représentatif de l'ensemble des billots. Couper un disque de 1 pouce sur chaque billot, tel qu'illustré à la figure 25.



Fig. 25. Billot de shiitake coupé pour le suivi de l'humidité

2. Peser les disques et noter le poids humide (g), puis les faire sécher au four (une nuit à 175 °F) jusqu'à ce que deux pesées à une heure d'intervalle soient équivalentes. Noter le poids sec (g).
3. Appliquer la formule suivante pour déterminer l'humidité initiale des billots témoin :

$$\text{Taux d'humidité (\%)} = \frac{\text{Poids humide (g)} - \text{Poids sec (g)}}{\text{Poids humide (g)}} * 100$$
4. Peser le billot témoin (partie restante suite à la coupe du disque) en utilisant les sangles de caoutchouc et la balance à crochet. Le taux d'humidité calculé devient la valeur de référence, associé au poids du billot témoin (Tableau 6).

Tableau 6. Calcul des taux d'humidité de référence pour les billots témoin (à l'aide du disque de 1 pouce et du poids du billot témoin)

Essence - Témoin	Poids humide de la tranche (g)	Poids sec de la tranche (g)	Formule	Taux d'humidité (%)	Poids du billot témoin (kg) (poids de référence)
Bouleau	387	230	$\frac{387 \text{ g} - 230 \text{ g}}{387 \text{ g}} * 100$	40	11
Érable	404	252	$\frac{404 \text{ g} - 252 \text{ g}}{404 \text{ g}} * 100$	38	8

On observe au Tableau 6 que lorsqu'il pèse 11 kg, le billot témoin de bouleau est à 40 % d'humidité, tandis que lorsqu'il pèse 8 kg, le billot témoin d'érable est à 38 % d'humidité.

5. Inscrire le poids et le pourcentage d'humidité de référence sur une étiquette de métal apposée sur le billot témoin. Exemple: T1 = 11 kg: 40 %.
6. Créer une charte de référence où est associé le poids d'un billot humide au taux d'humidité calculé pour ce même billot pour chaque billot témoin. Appliquer une règle de trois à partir des calculs effectués.

Il est important de tenir compte du diamètre des billots en production pour déterminer leur besoin en eau. Par exemple, si le billot témoin ne nécessite pas d'irrigation, les billots qui sont plus petits sont probablement quant à eux sous la limite acceptable d'humidité requise.

Si le taux d'humidité est égal ou inférieur à 35 %, irriguer les billots. L'irrigation peut se faire à l'aide d'un gicleur pendant une à deux heures. Bien qu'elle nécessite un volume d'eau élevé, cette méthode d'irrigation demeure la meilleure option pour un apport efficace et graduel. La fabrication d'un système maison, par exemple en utilisant d'anciennes tubulures d'érablière et des buses d'arrosage, est une autre option. Le trempage des billots pendant 1 à 2 h maximum constitue une autre méthode d'irrigation (au-delà de cela, il y a un risque de déclencher hâtivement la fructification). Cette méthode requiert cependant beaucoup de manutention. Une irrigation manuelle (ex. avec un arrosoir à jardin) n'est pas efficace pour augmenter le niveau d'humidité.

2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs

Des espèces fongiques indésirables colonisent parfois l'écorce des billots (Fig. 27). Bien que celles-ci ne soient pas identifiées dans ce guide, la majorité des espèces demeurent sur l'écorce, car elles ne possèdent pas les enzymes nécessaires à la dégradation de la matière ligneuse de l'aubier. Elles ne font donc pas compétition au shiitake implanté dans les billots.

Limiter l'irrigation pour quelques semaines afin de faire sécher la surface des billots et, par la même occasion, limiter la croissance des espèces fongiques indésirables.

D'autres espèces peuvent être déjà présentes à l'intérieur des billots, de là l'importance de choisir des billots sains pour l'inoculation. La compétition entre les espèces est alors possible et la production peut être compromise.

Des moisissures vertes, du genre *Trichoderma*, s'attaquent au mycélium (Fig. 26). Dans ce cas, du peroxyde d'hydrogène peut être vaporisé sur les billots. Si la contamination se poursuit, les billots contaminés doivent être retirés du lot, car ces derniers risquent de contaminer les billots avoisinants. Le shiitake est en général peu attaqué par les insectes. Un site très humide favorisera la présence de limaces.



**Fig. 26. Billots de shiitake sur bouleau à papier (*Betula papyrifera*) contaminés par le genre *Trichoderma* (vert aux extrémités)
Photo : Richard Roy**

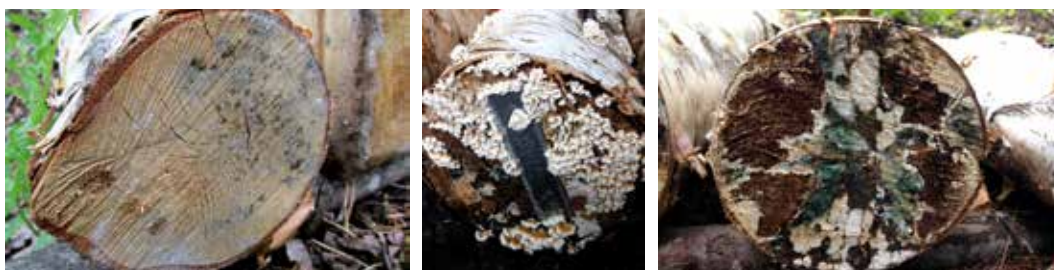


Fig. 27. Contaminants fongiques possibles pour la culture de shiitake sur billots de bouleau à papier comme *Schizophyllum commune* (photo centrale)

3. PRODUCTION

La période idéale de mise en production des billots inoculés avec des souches de shiitake de climat intermédiaire se situe du début juillet jusqu'à la mi-septembre (5) alors que les souches de climat froid produisent à la fin du printemps et au début de l'automne. Pour allonger la durée de production, il est donc possible de cultiver ces deux types de souches.

Pour la mise en production des billots, ces derniers doivent être submergés dans l'eau. Cette méthode est appelée le « forçage ». Le producteur contrôle alors sa production, ce qui constitue un avantage notable.

La température idéale de l'eau de trempage devrait se situer entre 13 et 18 °C. Tremper les billots de 6 à 18 heures afin de causer un choc thermique et ainsi induire la production (Fig. 28) (39). Attention, ne jamais tremper les billots plus de 48 heures, au risque de créer un trop grand manque d'oxygène pour le champignon et causer la mort du mycélium.

Après le trempage, disposer les billots à la verticale (appuyés sur un support) ou en quadrillé au sol (Fig. 29). Placer une membrane géotextile humide par-dessus les billots et la retirer lorsque les champignons commencent à émerger (facultatif).

Certaines souches de climat froid ne répondent pas au trempage pour induire la production. Celle-ci est plutôt déclenchée par l'irrigation des billots lorsque la propagation est complétée et que la température extérieure est fraîche (19). Au Kamouraska, cette période se situe en mai et juin, puis en septembre et octobre.

L'élaboration d'un calendrier de production facilitera la gestion des trempages et des fructifications (Tableau 7). Idéalement, on répartira les trempages pour avoir une production constante, tout en respectant une période de repos de 6 à 8 semaines entre les trempages. Les lots comportant des billots inoculés avec des



Fig. 28. Trempage des billots dans une rivière



Fig. 29. Billots de shiitake disposés en cage pour la production

Tableau 7. Exemple d'un calendrier de production de shiitake (trempage et production)

Mois	Juin				Juillet				Août				Septembre			
Semaine	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Numéro de lot					1	1					1	1				
						2	2					2	2			
							3	3					3	3		
	4	4	4	4									4	4	4	4
	5	5	5	5									5	5	5	5

Légende : Trempage 24-48 h Production des souches de climat intermédiaire
 Production des souches de climat froid Période de repos

souches de climat intermédiaire seront trempés durant les mois de juillet et août (Tableau 7, lots 1 à 3). Tandis que les lots inoculés avec des souches de climat froid produiront généralement sans intervention avant et après la période plus chaude (mai à juin) et à l'automne (septembre à octobre) (Tableau 7, lots 4 et 5).

L'apparition des premiers champignons débute normalement de quelques jours à 3 semaines après le trempage, selon les conditions climatiques extérieures et la souche de shiitake. Pendant la fructification, une cueillette quotidienne aux 2 à 3 jours est recommandée.

Lorsque la période de fructification est terminée, laisser les billots en position de fructification afin que l'humidité de ceux-ci diminue, puis les replacer au sol à l'emplacement initial pour la période de repos.



Fig. 30. Billots de shiitake disposés verticalement pour la production

Photo : Sébastien Demers

Au Québec, on peut en général compter deux productions par année pour les billots de shiitake, en respectant une période de repos d'une durée minimale de 6 à 8 semaines entre les trempages pendant 4 années de production. C'est la première ou la deuxième année de production qui est habituellement la plus élevée. Elle décroît ensuite année après année, car la quantité de matière ligneuse disponible diminue lors de chaque production. Pour une régie de culture sans trempage, la production, quoique plus faible, peut s'étaler sur 6 à 10 ans. Les billots de plus gros diamètre produiront davantage (rendement et/ou durée de production plus élevés).

Comparativement à la culture sur billots, la culture sur des blocs artificiels ou dans des sacs de plastique permet de produire plus rapidement et en plus grande quantité (Tableau 8), quoique ces méthodes ne puissent être utilisées en contexte agroforestier. Il est possible d'estimer la production potentielle en utilisant un pourcentage d'efficacité biologique de 30 % en 4 ans. Cela voudrait dire que 100 kg de bois sec (environ 180 kg de bois humide en utilisant un taux d'humidité de 45 %) pourraient produire 30 kg de champignons en 4 ans (16). Cependant, 30 % est un maximum et une estimation en utilisant 10-15 % serait plus conservatrice (44). Des données récoltées au Kamouraska ont montré une efficacité biologique maximale de 7-8 % avec des souches de climat intermédiaire et de 4 % pour une souche de climat froid après 2 ans. Sous des conditions naturelles (sans trempage) des billots d'érable et de chêne produisaient en moyenne 0,96 à 1,05 kg/billot en 5 ans au Missouri (9) alors que la production potentielle d'un billot peut se situer autour de 1,4 à 2,7 kg/billot en 5 ans, selon d'autres données provenant des États-Unis (10).

À l'automne, déposer tous les billots au sol pour favoriser leur recouvrement par la neige. Laisser la membrane géotextile en place. Au printemps, commencer les cycles de trempage et de production selon le calendrier de production établi.

Tableau 8. Efficacité biologique du shiitake cultivé sur différents substrats

Substrat	Période de récolte	Région	Efficacité biologique (%)	Référence
Culture sur billots				
Érable à sucre (<i>Acer saccharum</i>), chêne blanc (<i>Quercus alba</i>) et chêne rouge (<i>Quercus rubra</i>)	5 ans	Missouri, États-Unis (culture sans forçage)	18 à 20	(9)
Bouleau blanc (<i>Betula papyrifera</i>)	2 ans	Bas-Saint-Laurent	1,5 à 8,0	(5)
Culture en sacs				
Bacasse de canne à sucre			93,8	(22)
Bran de scie d'eucalyptus			76,0	(22)
Bran de scie de chêne			66,0	(22)
Bran de scie de chêne (45 %) (<i>Quercus rubra</i>) avec millet, seigle et blé			50,8 à 64,2	(47)

4. COÛTS DE PRODUCTION

Un exemple des investissements requis est présenté afin de fournir une évaluation sommaire des dépenses annuelles. Les coûts demeurent à titre indicatif et sont basés sur des références du marché actuel (2019-2020). Les revenus potentiels sont sujets à varier selon les paramètres de culture (essence de bois, calibre des billots, souche de shiitake, pratiques d'entretien, climat, etc.). L'accessibilité à la matière première et à de l'équipement à moindre coût réduit considérablement les dépenses de production et augmente conséquemment les profits potentiels. À ces coûts, doivent être ajoutés le temps de main-d'œuvre, soit le temps d'inoculation des billots (15 billots/heure à trois personnes), le temps d'entretien, de récolte, de nettoyage et d'organisation de la mise en marché. La rentabilité de la culture de shiitake peut être escomptée à partir d'un nombre élevé de billots, de plusieurs centaines, voire des milliers de billots. Les références des fournisseurs de matériel se retrouvent à la fin du document. Le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec présente des informations économiques dans sa fiche synthèse *Champignons de spécialité cultivés* (15).

Tableau 9. Coûts de production du shiitake pour l'inoculation de 100 billots par année

	Prix unitaire	Dépenses initiales	Dépenses annuelles
Matériel d'inoculation			
Scie à chaîne	300\$	300\$	
Meuleuse d'angle	35 à 150\$	100\$	
Adaptateur à meuleuse d'angle	15\$	15\$	
Mèche à shiitake	30\$	30\$	
Inoculateur manuel en bois et laiton	35\$	35\$	
Kit de réparation des inoculateurs	15\$	15\$	
Réchaud électrique et casserole	15 à 50\$	30\$	
Agrafeuse	25\$	25\$	
Gants et lunettes de protection	20\$	20\$	
Matériel pour tables d'inoculation	50\$	50\$	
Sac de mycélium de shiitake (2,5 kg)	25\$		125\$
Billots de feuillus	3\$		275\$
Cire alimentaire (1 kg)	10\$		50\$
Tampons applicateurs à cire (5)	5\$		5\$
Étiquettes d'aluminium (1 paquet de 100)	5\$		5\$
Membrane géotextile ou autre (1 m linéaire)	14\$		140\$
Alcool 70 % (4 L)	30\$		5\$
Sous-total		620\$	605\$
Matériel de suivi et d'entretien			
Sangles de caoutchouc	10\$	10\$	
Balance à crochet	15 à 30\$	20\$	
Boyaux d'arrosage (10 m)	10 à 50\$	30\$	
Gicleur rotatif	10 à 70\$	40\$	
Pompe à eau	250 à 700\$	425\$	
Bassin de trempage	125\$	125\$	
Sous-total		650\$	- \$
Matériel de récolte			
Couteau(x) de récolte	5 à 40\$	20\$	
Bacs de récolte et d'entreposage	10 à 25\$	45\$	
Sous-total		65\$	- \$
Total		1 335\$	605\$

Fig. 31. Pleurote en forme d'huître en sacs de jute



Le pleurote en forme d'huître
(*Pleurotus ostreatus*) en sacs
de jute ou en chaudières

Le genre de champignon *Pleurotus* est l'un des plus cultivés au monde avec *Lentinula* (shiitake) ainsi qu'*Agaricus* (champignon de Paris). La production de pleurote représente près de 20 % de la production mondiale en champignons (45). Il est également retrouvé à l'état naturel en abondance dans nos forêts tempérées, fructifiant au printemps sur les souches et les débris ligneux.

En milieu forestier, plusieurs méthodes de culture du pleurote en forme d'huîtres sont utilisées. Différentes espèces de pleurote, comme le pleurote doré (*Pleurotus citrinopileatus*), peuvent être mises en culture de la même manière. Leurs exigences climatiques varieront toutefois de celles du pleurote en forme d'huître. Il est avantageux de prévoir une structure permettant de maintenir un taux d'humidité ambiant élevé pour favoriser la culture, par exemple un tunnel ou une serre et un système de brumisation.

Les méthodes présentées ici permettent d'obtenir une production en milieu forestier intéressante, en plus d'allonger la saison de culture avec des températures de fructification plus basses. La production de pleurote en sacs de jute est similaire à la production en chaudières, c'est pourquoi elles sont abordées en parallèle. L'utilisation de sacs de plastique spécialisés pour la culture de champignons est une autre option.

1. MISE EN CULTURE

1.1 Choix et conditionnement du substrat

Substrats d'intérêt

La culture commerciale du pleurote en forme d'huître peut s'effectuer sur divers mélanges de résidus agricoles incluant de l'herbe, des épis de maïs, des copeaux ou du bran de scie de feuillus, de la paille (de blé, d'orge, etc.) (26; 50). Les techniques de culture ci-dessous seront présentées pour un substrat de paille puisque cette matière est reconnue pour fournir de bons rendements, qu'elle est facilement disponible, peu dispendieuse, simple d'utilisation et fréquemment utilisée pour cette culture. Le choix du substrat peut toutefois s'orienter en fonction du matériel disponible sur place dans une perspective de valorisation des sous-produits locaux et de diminution des coûts d'acquisition du substrat (34).

Matériel

- Substrat (paille)
- Mycélium
- Réservoir
- Pelle
- Sacs de jute (30 x 30 cm) ou chaudières (20 L)
- Sacs alimentaires en plastique (facultatif)
- Alcool 70 %

Conditionnement

La paille doit être déchiquetée en morceaux d'environ 5 cm avant son utilisation (34). Elle doit également être conditionnée avant l'inoculation afin de détruire les organismes indésirables qui peuvent s'y retrouver et faire compétition au mycélium. Utiliser l'une des trois méthodes de conditionnement du substrat de paille présentées à la section « *Choix et conditionnement du substrat* » du strophaire rouge vin (conditionnement au chlore, à la chaux hydratée ou pasteurisation).

Les sacs de jute sont remplis de paille à 95 % de leur capacité et refermés par des élastiques, puis plongés dans la solution de conditionnement. La paille destinée aux chaudières sera placée dans un réservoir pour le conditionnement et les chaudières seront remplies après le traitement.

1.2 Inoculation

Le taux d'inoculation recommandé se situe entre 10 et 20 % du poids sec de substrat (50). Ainsi, on utilisera entre 1 et 2 kg de mycélium pour inoculer 10 kg de substrat sec. Par exemple, on pourra inoculer environ 40 sacs de jute de 5 L ou 10 chaudières de 20 L avec un sac de mycélium de 2,5 kg et un taux d'inoculation de 10 %.

Effectuer les opérations avec des gants de nitrile et en désinfectant préalablement les surfaces et les outils utilisés avec de l'alcool. Bien que le milieu de culture extérieure ne soit pas stérile, limiter la présence de contaminants étrangers à l'intérieur du support de culture est favorable à la propagation du pleurote.

Sacs de jute

- 1 Ouvrir les sacs remplis de substrat conditionné, retirer 50 % du volume de paille.
- 2 Mettre la moitié du mycélium prévu par sac.
- 3 Remettre la paille retirée du sac.
- 4 Déposer le reste du mycélium sur le dessus.
- 5 Refermer avec de la corde ou des élastiques.
- 6 Mettre les sacs de jute dans un sac alimentaire puis dans un sac de poubelle fermé non hermétiquement, afin de les protéger de la lumière pour la durée de la propagation du mycélium.
- 7 Placer les sacs dans un endroit ombragé.

Chaudières

- 1 Percer les chaudières. Les trous mesurent 1,5 cm de diamètre et sont espacés de 15 cm en hauteur et en largeur sur toute la surface de la chaudière.
- 2 Placer un tiers du mycélium prévu au fond de la chaudière.
- 3 Ajouter de la paille jusqu'à la moitié de la chaudière.
- 4 Ajouter encore un tiers de mycélium sur la paille.
- 5 Remplir la chaudière de paille au complet et taper le substrat pour éviter le refoulement.
- 6 Ajouter le dernier tiers de mycélium sur le dessus.
- 7 Fermer la chaudière et la placer dans un sac de plastique fermé de manière non hermétique afin de permettre une légère circulation d'air pour la période de propagation du mycélium (facultatif).

2. SUIVI ET ENTRETIEN

2.1 Propagation du mycélium

La période de propagation du mycélium peut s'étendre de 45 à 70 jours, selon la date d'inoculation, le volume de substrat à coloniser et surtout les conditions climatiques. Pendant la période de propagation, déposer les sacs de jute ou les chaudières sur un support près du sol dans un endroit ombragé. Vérifier l'évolution de la propagation du mycélium chaque semaine (Fig. 32).

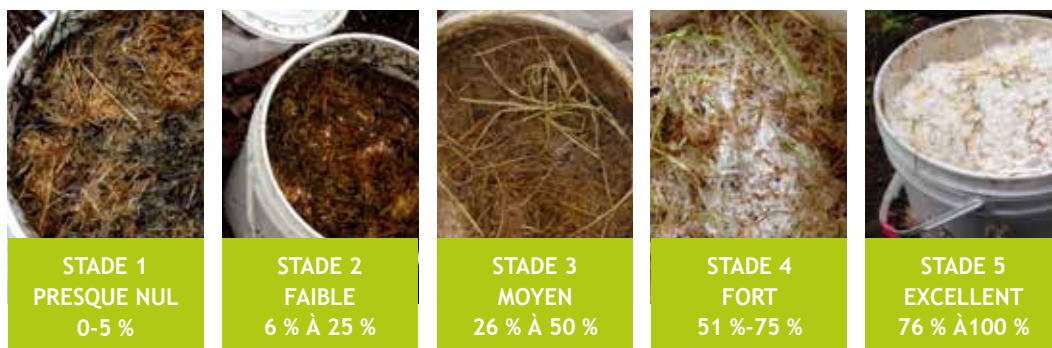


Fig. 32. Guide visuel du taux de propagation du pleurote sur substrat de paille

2.2 Irrigation

Durant le stade de propagation, aucune irrigation n'est requise, car le substrat est déjà humide à l'intérieur. Suivre régulièrement le développement du mycélium.

En période de production, une brumisation (ou avec un arrosoir à aspersion) est nécessaire afin de favoriser un taux d'humidité ambiant supérieur à 80 % autour des cultures.

Après un hiver, si le substrat n'est pas trop décomposé et qu'il y a présence de mycélium vivant et blanc, fournir un apport d'eau à l'intérieur des chaudières ou faire tremper les sacs afin d'élever le taux d'humidité et de réactiver la production.

2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs

Différents organismes fongiques s'installent parfois sur les sacs de jute ou dans les chaudières et entrent en compétition avec le pleurote. Plus de 30 espèces fongiques sont responsables des « moisissures vertes » souvent observées dans une culture de pleurote (34). Ces dernières sont principalement causées par des espèces du genre *Trichoderma*.

D'autres espèces sont souvent observées dans les cultures de pleurote sur paille dont *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Monilia sitophila*, *Stemonitis sp.* et *Coprinus sp.* (6). La paille présente également souvent des taches noirâtres causées par une espèce fongique indésirable (Fig. 33). Les techniques



Fig. 33. Contaminants fongiques possibles pour la culture de pleurote en forme d'huître dans un substrat de paille en sacs de jute

de désinfection des outils et de pasteurisation/stérilisation des substrats permettent de réduire l'incidence de ces pathogènes. Le retrait des débris de champignons ou d'autres matières dans les chaudières ou les sacs aide aussi à limiter les contaminations.

Des infections bactériennes (ex. *Pseudomonas* sp.) ou virales ont également déjà été observées chez le pleurote (34).

Les sciarides (*Lycoriella mali*) dont les larves se nourrissent à la fois du mycélium, des grains, des primordia et des fructifications sont les principaux ravageurs du pleurote (43). Un autre coléoptère du genre *Triplax* peut causer des dommages. L'usage d'une toile flottante et une récolte quotidienne des champignons limitent les pertes.

3. PRODUCTION

Sacs de jute

Lorsque les sacs de jute sont colonisés à 100 % (ils sont recouverts de blanc) ou lors de l'apparition des premières fructifications, enlever les sacs de plastique. Déposer les sacs de jute sur un support surélevé (ex. étagère, palette de bois) ou dans un tunnel, par exemple. Les sacs ne doivent pas être en contact avec le sol. Placer une toile flottante sur les cultures ou autour de la structure employée, si nécessaire (Fig. 35).



Fig. 34. Pleurote en forme d'huître en sacs de jute en production : a) émergence des fructifications; b) boutons de pleurote prêts à récolter c) stade de maturité plus avancé (le chapeau pâlit)

Le pleurote préfère des températures fraîches avoisinant 10 à 12 °C pour la production de sporophores, mais en culture, il est possible d'obtenir des fructifications tout au long de la saison estivale si celle-ci est fraîche. Une cueillette quotidienne est recommandée afin de limiter les pertes causées par les ravageurs.

Une fois la fructification terminée, humidifier les sacs en les immergeant dans l'eau (1 à 12 heures), puis laisser drainer le surplus d'eau avant de les replacer dans un environnement humide (tunnel, serre) ou dans des sacs de plastique (fermés non hermétiquement).

Jusqu'à quatre vagues de fructifications peuvent se succéder si les conditions d'humidité sont idéales.

Effectuer un suivi régulier afin d'observer la propagation du mycélium. Lorsque la production recommence, retirer de nouveau les sacs de plastique, s'il y a lieu, et replacer ces derniers dans une serre, un tunnel et/ou sous une toile flottante (Fig. 35) pour la production.



Fig. 35. Étagère recouverte d'une toile flottante utilisée pour la culture de pleurote en sacs de jute



Fig. 36. Fructifications de pleurote en forme d'huître sur sacs de jute

Chaudières

Vérifier régulièrement l'apparition de fructifications par les trous. Lorsque les premiers champignons commencent à apparaître, retirer les sacs de plastique, s'il y a lieu. Si les sacs de plastique sont laissés sur les chaudières, cela créera un excès de CO₂ produit par les champignons, ce qui induira des fructifications au long pied et au chapeau presque absent ou encore une production avortée (Fig. 37 a et b). Les champignons demeureront alors petits et sècheront, ou encore ils formeront un amas de minuscules sporophores qui n'atteindront pas la maturité.

À partir de ce stade, l'enjeu principal demeure le maintien de l'humidité ambiante. Un manque d'humidité causera le dessèchement des champignons dès leur émergence hors des trous et donc l'avortement des récoltes potentielles. Selon les conditions de température et d'humidité, il peut y avoir plusieurs périodes de production pendant la saison.

À la fin de la saison, si la paille n'est pas trop dégradée, placer les sacs ou les chaudières à un endroit où ils pourront profiter d'une bonne couverture de neige pendant l'hiver. Il est possible que la production se poursuive très tôt le printemps suivant.

Lorsque le substrat sera complètement consommé, les sacs de jute et la paille peuvent être composés, tandis que les chaudières peuvent être stérilisées avec de l'eau de Javel et réutilisées.



Fig. 37. a) Bouquet de pleurote en forme d'huître avorté b) bouquet de pleurote en forme d'huître ayant poussé avec un excès de CO₂ c) et d) bouquets de pleurote doré

Tableau 10. Efficacité biologique du pleurote cultivé sur différents substrats

Substrat	Efficacité biologique (%)	Référence
Culture sur billots		
Hêtre commun (<i>Fagus sylvatica</i>)	21,3	(42)
Peuplier tremble (<i>Populus tremula</i>)	14,8	(42)
Bouleau pubescent (<i>Betula pubescens</i>)	8,7	(42)
Charme commun (<i>Carpinus betulus</i>)	9,0	(42)
Aulne glutineux (<i>Alnus glutinosa</i>)	2,6	(42)
Culture en sacs		
Roseau commun	82,1	(23)
Drèche et paille de blé	66,2	(25)
Paille de blé	100,0	(20)
85 % de bran de scie de pin blanc fermenté (<i>Pinus strobus</i>); 15 % de son de blé	136,8	(41)
95 % de bran de scie de pin blanc fermenté (<i>Pinus strobus</i>); 5 % de son de blé	78,2	(41)
Paille de maïs	82,9	(13)
Herbe	126,0	(13)
Paille de blé (en chaudières)	1,4 à 36,3	(5)
Paille de blé (en sacs de jute)	47,0 à 93,9	(5)

4. COÛTS DE PRODUCTION

Un exemple des investissements requis est présenté afin de fournir une évaluation sommaire des dépenses annuelles. Les coûts demeurent à titres indicatifs et sont basés sur des références du marché 2019-2020. Les revenus potentiels sont sujets à varier selon les paramètres de culture (substrat, mycélium, pratiques d'entretien, climat, etc.). L'accessibilité à la matière première et à de l'équipement à moindre coût réduit considérablement les dépenses de production et augmente conséquemment les profits potentiels. Des références de fournisseurs de matériel se retrouvent à la fin du document.

En ce qui concerne le conditionnement du substrat, trois techniques ont été présentées dans ce guide soit la pasteurisation à la vapeur (qui nécessite l'achat d'un baril et d'un bruleur), le conditionnement par trempage dans une solution de chaux hydratée (qui nécessite l'achat de chaux) et le conditionnement par trempage dans une solution chlorée (qui nécessite l'achat de chlore). Les deux dernières options sont peu dispendieuses tandis que la pasteurisation demande un investissement plus élevé. L'utilisation de chaudières a l'avantage que ces dernières puissent être réutilisées. De plus, la récupération de chaudières alimentaires de 20 L auprès de commerçants est un moyen de réduire les coûts de production. Les sacs de jute sont biodégradables et moins dispendieux à l'achat que des chaudières neuves, mais doivent être achetés à nouveau chaque année. Les références des fournisseurs de matériel se retrouvent à la fin du document. Le Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec présente des informations économiques dans sa fiche synthèse Champignons de spécialité cultivés (15).

Tableau 5. Coûts de production du pleurote pour l'inoculation annuelle de 50 chaudières de 20 L et de 200 sacs de jute de 5 L

	Prix unitaire	Dépenses initiales	Dépenses annuelles
Matériel d'inoculation			
Réservoir alimentaire de trempage (1 m ³)	125 \$	250 \$	
Râteau et fourche	60 \$	60 \$	
Brouette	100 \$	100 \$	
Chaudières de 20 L	8 \$	400 \$	
Couvercles de chaudière	3 \$	120 \$	
Sacs de jute	0,55 \$		110 \$
Sac de mycélium de strophaire (2,5 kg)	25 \$		250 \$
Paille (1 balle)	3 \$		15 \$
Dispositif de pasteurisation (baril et bruleur) (facultatif)	100 \$	100 \$	
Chaux ou chlore	10 \$	10 \$	
Vêtements de protection	40 \$	40 \$	
Sous-total		1 070 \$	375 \$
Matériel de suivi et d'entretien			
Boyau d'arrosage (15 m)	15 à 75 \$	90 \$	
Gicleur rotatif ou autre	10 à 70 \$	600 \$	30 \$
Pompe à eau	250 à 700 \$	475 \$	
Toile flottante (30 m)	60 \$	60 \$	
Essence	Variable		50 \$
Sous-total		1 225 \$	80 \$
Matériel de récolte			
Couteau de récolte	5 à 40 \$	20 \$	
Bacs de récolte et d'entreposage	10 à 25 \$	45 \$	
Sous-total		65 \$	0 \$
Total		2 420 \$	555 \$

Fig. 38. Pleurote en forme d'huître en totem



Le pleurote en forme d'huître (*Pleurotus ostreatus*) en totem

Il est conseillé de mettre cette méthode de culture en pratique dans un objectif non commercial seulement. Elle est utile pour valoriser les souches et les billots de diamètre élevé de peuplier faux-tremble et elle offre un esthétisme lors de la production. Cependant, les fructifications aléatoires du pleurote sur bille de bois en font une méthode qui cadre difficilement dans des objectifs de production commerciale.

1. MISE EN CULTURE

1.1 Choix et conditionnement du substrat

Sélectionner des billots de 60 à 75 cm de long et de 20-50 cm de diamètre de peuplier faux-tremble ou d'une autre essence à faible valeur (46). Couper les billots tôt au printemps, idéalement avant le débournement des arbres. Si ce n'est pas possible à cette période, l'inoculation devra se faire rapidement après la coupe. Choisir des billots droits, sains, verts et sans signe de maladie ou d'insectes. Attention de ne pas briser l'écorce lors de la coupe (blessure = contamination possible). Après la coupe, laisser les billots près du sol (mais sans contact direct) et les couvrir d'une toile pour qu'ils conservent leur humidité le plus possible et soient moins exposés aux contaminants. Se référer à la section « *Choix et conditionnement du substrat* » du shiitake pour plus de détails sur la coupe des billots.

Pour chaque totem, couper une tranche d'environ 5 cm d'épaisseur sur la face supérieure de chaque billot, puis couper le reste du billot en deux parties à peu près égales. Conserver les 3 sections empilées ensemble. Porter une attention particulière lors de la coupe pour que les tranches soient les plus droites possible afin qu'elles s'empilent facilement.

Matériel

- Billots
- Mycélium
- Clous ou vis de 7 cm
- Marteau ou visseuse
- Scie à chaîne
- Sacs de poubelles résistants
- Sacs alimentaires
- Attache-câble de plastique (ex. *Tie Wraps™*) ou élastiques
- Alcool 70 %

1.2 Inoculation

Un sac de mycélium de pleurote en forme d'huître de 2,5 kg permet d'inoculer de 3 à 6 totems (5). Le moment d'inoculation idéal est au printemps, après le dernier gel. La souche de champignon pourra ainsi profiter de tout l'été pour effectuer sa propagation. Une implantation trop tardive (à l'automne) augmente les risques de mortalité, car le mycélium n'est pas suffisamment propagé dans le bois avant l'hiver. Il est aussi possible d'effectuer une implantation plus tard en saison et de réaliser la phase de propagation de mycélium à l'intérieur durant l'hiver. Se référer à la section sur le shiitake pour plus de détails.

- 1 **Installer la section du bas du totem** dans un sac de plastique résistant dans un endroit stable et ombragé. Au préalable, déposer une poignée de mycélium au fond du sac (facultatif). L'utilisation d'un sac alimentaire à l'intérieur du sac de poubelle est recommandée, mais pas essentielle. Il est important de s'assurer que les sacs sont suffisamment grands afin de ne pas causer un manque d'oxygène ou l'apparition de moisissures.
- 2 **Appliquer une couche de mycélium de 1 cm** entre chaque tranche et fixer le tout ensemble à l'aide de clous ou de vis (Fig. 39; Fig 40).
- 3 **Déposer une dernière couche de mycélium** sur le dessus du totem avant de refermer le sac.
- 4 **Fermer le sac** en laissant une légère ouverture à l'aide d'une attache de plastique ou d'un élastique. On souhaite qu'il y ait une légère circulation d'air.
- 5 **Placer le totem à la verticale dans un endroit ombragé** et laisser le mycélium effectuer sa propagation sur tout le totem jusqu'à l'automne.

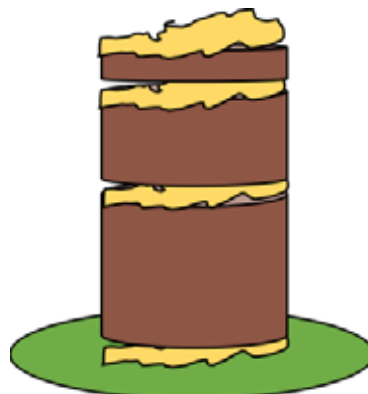


Fig. 39. Inoculation d'un totem



Fig. 40. Inoculation d'un totem a) mycélium entre deux tranches de billots et b) à l'aide d'un sac b) recouvrement à l'aide d'un sac.

2. SUIVI ET ENTRETIEN

2.1 Propagation du mycélium

Après l'inoculation, vérifier une à deux fois par mois le développement du mycélium en ouvrant les sacs. Plus les tranches sont épaisses et le diamètre des billots élevé, plus la colonisation est longue.

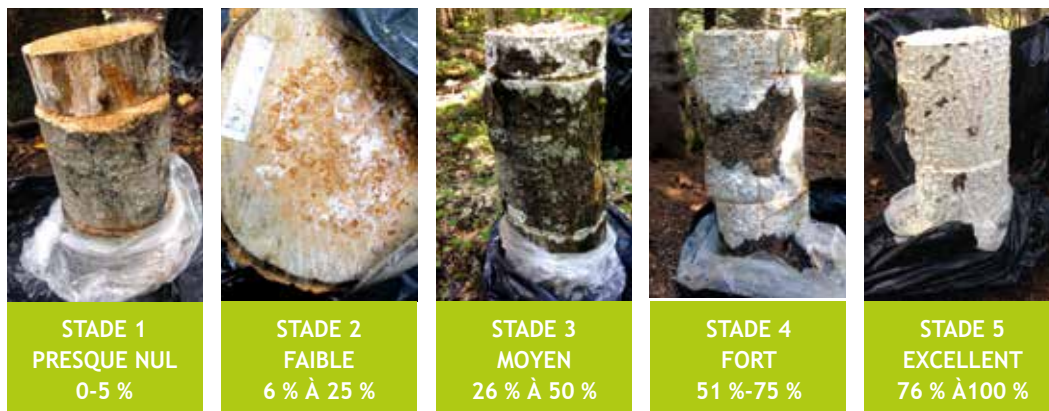


Fig. 41. Guide visuel du taux de propagation du pleurote en forme d'huître sur totems de peuplier faux-tremble

2.2 Irrigation

Aucune irrigation n'est nécessaire pour les totems lorsqu'ils sont dans les sacs de plastique. Lorsque les sacs de plastique auront été retirés, irriguer les totems par aspersion avec un gicleur pour favoriser un maintien optimal de l'humidité. Cette opération demeure toutefois facultative, car le calibre des billots permet généralement de conserver une humidité suffisante à la propagation du mycélium dans l'aubier.

2.3 Dépistage des contaminants et ravageurs

Le peuplier faux-tremble est parfois colonisé par d'autres espèces fongiques indésirables (Fig. 42). Voir la section «*Dépistage des contaminants et ravageurs*» de la section sur «*Le pleurote en forme d'huître en sacs de jute ou en chaudières*» pour plus d'information. Une solution de peroxyde peut alors être vaporisée sur les totems. On tentera de contrôler les contaminants fongiques en asséchant les totems en surface, en laissant les sacs ouverts et en limitant l'irrigation. Ces contaminants nuisent parfois à la propagation du mycélium, qui est ralentie ou arrêtée, dépendamment de la proportion du billot colonisée.



Fig. 42. Contaminants fongiques possibles pour la culture de pleurote en forme d'huître sur totems de peuplier faux-tremble

3. PRODUCTION

Le pleurote sur totems produit généralement tôt au printemps ou à l'automne, lorsque la température ambiante est plus fraîche (10 à 12 °C de jour).

Retirer les sacs lorsque la température commence à refroidir et que le mycélium a bien colonisé les totems, c'est-à-dire qu'il recouvre la majeure partie de l'écorce, ou lorsque des fructifications commencent à apparaître. En effet, il n'est pas obligatoire que l'écorce soit complètement colonisée par le mycélium pour que la production débute. Parfois, les totems sont complètement colonisés à l'intérieur et débutent la production sans que le billot ne soit recouvert de mycélium à l'extérieur. Si le billot est couvert de mycélium à l'extérieur, cette couche s'assèchera lorsque le sac sera retiré, le mycélium actif demeurera à l'intérieur du billot.



Fig. 43. Totem colonisé par le mycélium de pleurote en forme d'huître

Il est important de retirer les sacs lors de l'apparition des premiers champignons, car une production à l'intérieur des sacs cause un surplus de CO₂, ce qui rend les champignons difformes et réduit la taille des chapeaux (à partir d'une concentration de 0,5 % de CO₂) (Fig. 44) (34).

Une fois les sacs retirés, déposer une toile flottante qui sera humidifiée régulièrement sur les totems afin d'aider au maintien de l'humidité (facultatif). Celle-ci protégera aussi contre les insectes et autres ravageurs potentiels.

Chaque année, au printemps et à l'automne, lorsque la température extérieure commence à chuter, surveiller l'éventuelle apparition de champignons.

Une fois que la première production a débuté, il n'est plus nécessaire de protéger les totems dans des sacs de plastique. Cependant, les sacs peuvent être replacés sur les totems pour l'hivernation afin d'aider à préserver l'humidité au printemps suivant. Toutefois, il est alors essentiel d'effectuer un suivi tôt au printemps afin de retirer les sacs avant que la production ne débute.

Dans de bonnes conditions, soit un taux d'humidité suffisant, une température adéquate et une bonne couverture de neige hivernale, un totem peut produire pendant 2 à 4 ans, selon son diamètre initial et la fréquence de ses périodes de production.

À l'automne, déposer tous les totems sur le côté pour favoriser l'accumulation de neige par-dessus ceux-ci. Au printemps, remettre les totems à la verticale.



Fig. 44. a) et b) Production avortée de pleurote en forme d'huître sur totem avortée

1. Aloha Medicinal Natural Products. [En ligne] URL : <https://aloha-medicinals.com/low-cost-and-low-tech-methods-for-growing-mushrooms/> Consulté le 12 janvier 2020.
2. Baars, J., & Heslen, H. (2008). *Experience with sporeless strains of oyster mushroom (Pleurotus ostreatus) in commercial production*. Science and Cultivation of Edible and Medicinal Fungi (17th International Society for Mushroom Science 2008), Pretoria, South Africa, p. 774-787.
3. Biopterre. (2015). *Développement de procédés cultureux spécifiques à l'approche de productions associées entre produits forestiers non ligneux et peupliers hybrides*.
4. Biopterre. (2015). *Transfert technologique sur la culture des champignons et mise au point d'un substrat de culture à base de résidus de défrichage*.
5. Biopterre. (2020). *Bilan final : Optimisation et développement de procédés de culture extérieure de champignons saprophytes à travers un réseau de producteurs régionaux*.
6. Biswas, M. K. (2014). *Microbial contaminants in oyster mushroom (Pleurotus ostreatus) cultivation their management and role of meteorological factors*. In Proceedings of 8th International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products (ICMBMP8), New Delhi, India (Vol. 1, p. 567-575).
7. Biswas, S., Datta, M., & Ngachan, S. V. (2011). *Mushrooms: A Manual for Cultivation*. PHI Learning Pvt. Ltd.
8. Bonenfant-Magné, M., Magné, C., & Lemoine, C. (2000). *Préparation d'un substrat de culture pour le strophaire (Stropharia rugoso-annulata) par trempage de résidus ligno-cellulosiques agricoles*. Canadian Journal of Botany, 78(2): 175-180.
9. Bruhn, J. N., Abright, N., & Mihail, J. D. (2009). *Forest farming of wine-cap Stropharia mushrooms*. Agroforestry Systems, 79(2): 267-275.
10. Campbell, A. C., & Racjan, M. (1999). *The commercial exploitation of the white rot fungus Lentinula edodes (shiitake)*. International Biodeterioration & Biodegradation, 43(3), 101-107.
11. Campbell, N. A., Faucher, J., & Reece, J. B. (2012). *Biologie*. Pearson (France).
12. Centre de collaboration nationale en santé environnementale. (2012). *Les nématodes dans la lutte antiparasitaire*. [En ligne] URL : <http://www.ccnse.ca/documents/practice-scenario/les-n%C3%A9matodes-dans-la-lutte-antiparasitaire>. Consulté le 6 mars 2020.
13. Contreras, E. P., Sokolov, M., Mejia, G., & Sánchez, J. E. (2004). *Soaking of substrate in alkaline water as a pretreatment for the cultivation of Pleurotus ostreatus*. The Journal of Horticultural Science and Biotechnology, 79(2), 234-240.
14. Cotter, T. (2014). *Organic Mushroom Farming and Mycoremediation*. Chelsea Green, États-Unis.
15. CRAAQ. (2018). *Champignons de spécialité cultivés, Fiche synthèse*. Collection Productions en émergence au Québec.
16. CRÉ. (2008). *Culture de champignons sur billots et souches, guide technique*. Gaspésie, Îles-de-la-Madeleine.
17. Domondon, D. L., & Poppe, J. (2000). *Fruit optimization with wastes used for outdoor cultivation of king stropharia*. Science and Cultivation of Edible and Medicinal Fungi, 2, 909-91.
18. Eveling, D.W., Wilson, R.N., Gillespie, E.S. et Bataillé, A. (1990). *Environmental effects on sporocarps counts over fourteen years in a forest area*. Mycological Research 94, 998-1002.
19. Field & Forest Products. [En ligne] URL : <https://www.fieldforest.net/category/mushroom-species-strain-info>. Consulté le 5 janvier 2020.
20. Fischer, C. (2006). *Variation of lignolytic enzymes of the white rot fungus Pleurotus ostreatus cultivated on commercial wheat straw substrate blocks and usage of the enzymes in production of medium density fibreboards*. Bachelor thesis, Faculty of Forest Ecology and Forest Sciences, Georg-August-University Göttingen, Göttingen, Germany.
21. Fortin, J. A., Plenchette, C., & Piché, Y. (2016). *Les mycorhizes: l'essor de la nouvelle révolution verte*. Quae.
22. Fung, Y. W., Fung, T. W., & Franco, M. (2005). *Evaluation of different Colombian agroindustrial wastes as substrates for the growth production of Lentinula edodes. Berk. Pegler (Shiitake)*. In The Fifth International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products. Shanghai, p. 285-290.
23. Gezer, E.D., Yildiz, Ü.C., Yildiz, S. and Timiz, A. (2005). *Use of common reed (Phragmites communis Trin.) as raw material in cultivation of Pleurotus ostreatus*. In 5th International conference on mushroom biology and mushroom products, Shanghai, China, p. 258-263.

24. Hong Luo, Xuan Li, Guohong Li, Yanbo Pan, Keqin Zhang. (2006). *Acanthocytes of Stropharia rugosoannulata function as a nematode-attacking device*. Applied and Environmental Microbiology, Apr 2006, 72 (4) 2982-2987.
25. Iwase, K., Umezawa, Y. & Masuda, K. (2000). *Cultivation of Pleurotus ostreatus with beer spent grains and utilization of carbonized waste substrate as a soil ameliorant*. Mushroom Science, 15, 819-826.
26. Jeznabadi, E. K., Jafarpour, M., Eghbalsaiied, S., & Pessarakli, M. (2017). *Effects of various substrates and supplements on king oyster (Pleurotus eryngii)*. Compost Science & Utilization, 25(sup1), S1-S10.
27. Jong, S. C. & Birmingham, J. M. (1993). *Medicinal and therapeutic value of the shiitake mushroom*. In Advances in applied microbiology (Vol. 39, p. 153-184). Academic Press.
28. Leatham, G. F. (1982). *Cultivation of shiitake, the Japanese forest mushroom, on logs: a potential industry for the United States*. Forest Products Laboratory.
29. Leblanc, V. (2012). *Guide de culture de champignons comestibles, 1^{re} édition*. Violon et Champignon.
30. MAPAQ. (2019). *Les limaces*. [En ligne] URL : <https://www.agrireseau.net/Rap/documents/b17gc14.pdf>. Consulté le 12 janvier 2020.
31. Manoharachary, C., Tilak, K. V. B. R., Mallaiah, K. V., & Kunwar, I. K. (2016). *Mycology and microbiology*. Mycology and Microbiology.
32. McCoy, P. (2016). *Radical Mycology: A Treatise on Seeing & Working With Fungi*. Chthaeus Press.
33. McNeil, R. (2006). *Le grand livre des champignons de l'est du Québec*. Éditions Michel Quintin, Waterloo, Ontario.
34. MushWorld (2004). *Mushroom Grower's Handbook 1: Oyster Mushroom Cultivation*. [En ligne] URL: <http://www.fungifun.org/mushworld/Oyster-Mushroom-Cultivation/>. Consulté le 5 janvier 2020.
35. MushWorld (2005). *Mushroom Grower's Handbook 2: Shiitake Mushroom Cultivation*. [En ligne] URL: <http://www.fungifun.org/mushworld/Shiitake-Mushroom-Cultivation/>. Consulté le 5 janvier 2020.
36. Mycelia BVBA. [En ligne] URL : <https://www.mycelia.be/en/mycelium-for-professionals/spawn-storage-instructions>. Consulté le 10 novembre 2019.
37. Myco...EXP.ca. [En ligne] URL : <https://mycoexp.ca/>. Consulté le 10 février 2020.
38. O'Dell, T.E, Ammirati, J.F. et Schreiner, E.G. (1999). *Species richness and abundance of ectomycorrhizal basidiomycete sporocarps on a moisture gradient in the Tsuga heterophylla zone*. Canadian Journal of Botany 77: 1699-1711.
39. Oei, P. (Ed.). (2016). *Mushroom Cultivation IV: Appropriate Technology for Mushroom Growers*. ECO Consult Foundation.
40. Ohenoja, E. (1993). *Effect of weather conditions on the larger fungi at different forest sites in northern Finland in 1976-1988*. Department of Botany, University of Oulu, Finland.
41. Oseni, T. O., Dube, S. S., Wahome, P. K., Masarirambi, M. T., & Earnshaw, D. M. (2012). *Effect of wheat bran supplement on growth and yield of oyster mushroom (Pleurotus Ostreatus) on fermented pine sawdust substrate*. Experimental Agriculture & Horticulture, 30, 40.
42. Pavlik, M. (2005). *Growing of Pleurotus ostreatus on woods of various deciduous trees*. Acta Edulis Fungi, 12, 306-312.
43. Richard, C., & Boivin, G. (1994). *Maladies et ravageurs des cultures légumières au Canada*. Société canadienne de phytopathologie et Société d'entomologie, Canada.
44. Royse, D. J. (2009). *Cultivation of Shiitake on Natural and Synthetic Logs*. College of Agricultural Sciences. Agricultural Research and Cooperative Extension, The Pennsylvania State University.
45. Royse, D. J., Baars, J., & Tan, Q. (2017). *Current overview of mushroom production in the world*. Edible and Medicinal Mushrooms: Technology and Applications, 5-13.
46. Sewak, D., & Sewak, K. (2016). *Mycelial Mayhem: Growing Mushrooms for Fun, Profit and Companion Planting*. New Society Publishers.
47. Shen, Q., Liu, P., Wang, X., & Royse, D. J. (2008). *Effects of substrate moisture content, log weight and filter porosity on shiitake (Lentinula edodes) yield*. Bioresource Technology, 99(17), 8212-8216.
48. Stamets, P., & Chilton, J. S. (1983). *The mushroom cultivator*. First Washington.
49. Stamets, P. (2005). *Mycelium running: how mushrooms can help save the world*. Random House Digital, Inc.
50. Stamets, P. (2011). *Growing gourmet and medicinal mushrooms*. Ten Speed Press.
51. Szudyga, K. (1978). *Stropharia rugoso-annulata*. The Biology, Cultivation, Edible et Mushrooms, 559-571.
52. Violon et Champignon. [En ligne] URL : <https://violonetchampignon.com/> Consulté le 12 janvier 2020.
53. Wasser, S. P. (2005). *Shiitake (Lentinus edodes)*. Encyclopedia of Dietary Supplements, 653-664.
54. Zied, D. C., Savoie, J. M., & Pardo-Giménez, A. (2011). *Soybean the main nitrogen source in cultivation substrates of edible and medicinal mushrooms*. Soybean and Nutrition, 22, 433-452.
55. Zouhar, M., Douda, O., Nováková, J. et al. (2013). *First report about the trapping activity of Stropharia rugosoannulata acanthocytes for Northern Root Knot Nematode*. Helminthologia 50, 127-131.

Fournisseurs de matériel			
Entreprise	Région	Exemple de produits	Contact
Myc...EXP.ca	Kamouraska, Bas-Saint-Laurent	Adaptateur pour meuleuse d'angle, mèches à shiitake, applicateurs à cire, cire alimentaire, couverture flottante, etc.	www.mycexp.ca
Mycoboutique	Montréal	Intrants divers pour la culture de champignons et la production de mycélium	www.mycoboutique.com
Dubois Agrinovation	St-Rémi, Montérégie	Toiles flottantes, bacs de récolte	www.duboisag.com

En tout temps, référez-vous au site Kamouraska mycologique au www.mycokamouraska.com pour une liste actualisée des fournisseurs de produits et services de la région.

NORMES, LOIS ET RÉGLEMENTATIONS

Champignons du Québec comestibles et thérapeutiques, à potentiel commercial - Cahier des charges publié par l'Association pour la commercialisation des produits forestiers non ligneux du Québec (ACPFNL)

<https://www.acpfnl.ca/publications/>

Système provincial de Qualité, salubrité, sécurité et traçabilité (QSST).

Guide publié par la Filière mycologique de la Mauricie. Disponible gratuitement en ligne :

<http://mycomauricie.com/qsst-qualite-salubrite-securite-et-tracabilite>

Normes biologiques

<https://www.ecocertcanada.com/fr/content/normes-biologiques.html>

Fournisseurs de substrat			
Entreprise	Région	Produits	Contact
Groupement forestier Grand-Portage	Saint-Alexandre-de-Kamouraska, Bas-Saint-Laurent	Saule conditionné (broyé ou déchiqueté) Autres essences disponibles	info@gfgp.ca
Enviro-Saule	Saint-Jean-Port-Joli, Chaudière-Appalaches	Saule conditionné	Roger Chamard 418 508-9602 info@envirosaule.com
Agro Énergie	Saint-Roch-de-L'Achigan, Lanaudière	Saule conditionné	info@agroenergie.ca
Norbert Gagnon	Kamouraska, Bas-Saint-Laurent	Billots de culture, essences variables	581 701-3002 gagnonnorbert@gmail.com
Services Agricoles Grondin	La Pocatière, Bas-Saint-Laurent	Grain et chaux hydratée	418 856-2323
Coop Dynaco	Saint-Philippe-de-Néri, Bas-Saint-Laurent	Grain et chaux hydratée	418 498-2366

Fournisseurs de mycélium		
Entreprise	Région	Contacts / Site Web
Félix Pelletier*	Saint-Eugène-de-L'Islet, Chaudière-Appalaches	feltier@hotmail.com www.myceliumliquide.com
Mycotrophe	Frelighsburg, Estrie	www.mycotrophe.com
Mycoculture	Saint-Ours, Lanaudière	www.mycocultures.com
Violon et Champignon	Sainte-Lucie-des-Laurentides, Laurentides	www.violonetchampignon.com
Field and Forest	Peshtigo, WI, USA	www.fieldforest.net
Fungi Perfecti	Seattle, USA	www.fungi.com
*Fournisseur de mycélium liquide de haute densité pour la production de mycélium sur grain.		



Biopterre - Centre de développement des bioproduits
www.biopterre.com



Groupe forestier Grand-Portage



Le Kamouraska Mycologique
www.mycokamouraska.com
www.facebook.com/KamouraskaMycologique/



Filière des produits forestiers non ligneux
du Bas-Saint-Laurent
www.saveursbsl.com/filiere-pfnl



Les Saveurs du Bas-Saint-Laurent
www.saveursbsl.com



La Table de concertation bioalimentaire du Bas-Saint-Laurent
www.tcbsl.org



Regroupement pour l'Innovation Fongique (RIF)
www.biopterre.com/wp-content/uploads/2019/10/rif_membres.pdf



Association pour la commercialisation des produits forestiers non ligneux du Québec (ACPFNL)
www.acpfnl.ca

le KAMOURASKA mycologique

Au Kamouraska, le mycodéveloppement est une priorité régionale. Il s'agit d'une prise de position innovante, concertée et prometteuse pour la vitalisation de la région.

Pour en savoir plus sur les expériences mycotouristiques offertes, les produits ou encore le soutien offert aux entreprises mycologiques, visitez le www.mycokamouraska.com.

