

Modélisation et valorisation des rejets (thermique et CO₂) d'une production de champignons

par

Marc-Antoine MEILLEUR

MÉMOIRE PAR ARTICLES PRÉSENTÉ À L'ÉCOLE DE TECHNOLOGIE
SUPÉRIEURE COMME EXIGENCE PARTIELLE L'OBTENTION DE LA
MAÎTRISE AVEC MÉMOIRE EN GÉNIE, ÉNERGIES RENOUVELABLES
ET EFFICACITÉ ÉNERGÉTIQUE
M.Sc.A.

MONTRÉAL, LE 12 JANVIER 2026

ÉCOLE DE TECHNOLOGIE SUPÉRIEURE
UNIVERSITÉ DU QUÉBEC



Marc-Antoine Meilleur, 2026



Cette licence [Creative Commons](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/) signifie qu'il est permis de diffuser, d'imprimer ou de sauvegarder sur un autre support une partie ou la totalité de cette œuvre à condition de mentionner l'auteur, que ces utilisations soient faites à des fins non commerciales et que le contenu de l'œuvre n'ait pas été modifié.

PRÉSENTATION DU JURY
CE MÉMOIRE A ÉTÉ ÉVALUÉ
PAR UN JURY COMPOSÉ DE :

Mme Danielle Monfet, directrice de mémoire
Département de Génie de la construction à l'École de technologie supérieure

Mme Diane Bastien, co-directrice de mémoire
Département des technologies et innovations de l'Université du Danemark du sud

M. Daniel Rousse, président du jury
Département de génie mécanique à l'École de technologie supérieure

Mme Josiane Nikiema, membre du jury
Département de Génie de la construction à l'École de technologie supérieure

IL A FAIT L'OBJET D'UNE SOUTENANCE DEVANT JURY ET PUBLIC

LE 16 DÉCEMBRE 2025

À L'ÉCOLE DE TECHNOLOGIE SUPÉRIEURE

AVANT-PROPOS

L'idée de ce projet de recherche est née d'un long parcours entre la pratique, la recherche et une conviction profonde : il est possible de produire de la nourriture localement, même en climat froid, avec des coûts d'exploitation raisonnables et dans le respect de l'environnement. Tout a commencé en 2014, lorsque j'ai cofondé SerreÉTS, un projet étudiant dédié à la conception de serres et de systèmes agricoles innovants adaptés au contexte québécois. Dans ces installations, la gestion du CO₂ est un défi, puisqu'il n'y a pas de solution miracle : renouveler le CO₂ avec de l'air extérieur est énergivore ; utiliser du CO₂ issu de la combustion de carburants fossiles n'est pas durable ; et la valorisation d'un CO₂ « propre » provenant d'un autre procédé est rarement disponible. Pour ces raisons, durant mes premières années de travail sur les serres, je me suis principalement intéressé aux volets énergétique et opérationnel.

Après l'obtention de mon baccalauréat en génie mécanique à l'ÉTS en 2016, j'ai eu la chance d'œuvrer comme analyste en énergie au Centre de recherche en énergie propre de CANMETÉnergie (RNCan). C'est dans ce contexte, en travaillant sur le projet de ferme conteneur hors réseau CANGRO, que j'ai eu une révélation : la culture de champignons dégage une quantité significative de CO₂ et de chaleur, un peu comme les mammifères. Ces rejets répondaient à deux des besoins du projet CANGRO : contribuer à l'enrichissement en CO₂ pour les plantes et au chauffage des espaces. Cette découverte m'a ouvert une piste probante, mais à quel point cette synergie est-elle avantageuse et est-ce que ça a déjà été fait?

L'étude de Kitaya et al. (1994) m'a poussé à sérieusement considérer étudier la question. Réalisée dans le cadre de recherches de la NASA sur des systèmes écologiques fermés pour l'exploration spatiale, elle décrivait une expérience fascinante : une boucle autonome combinant la respiration des champignons shiitake et la photosynthèse de laitues. Ce travail, presque visionnaire, démontrait la faisabilité du concept, mais aussi ses limites en l'absence de régulation du CO₂. J'y ai vu une inspiration et une opportunité : revisiter cette idée avec les outils modernes de simulation énergétique et une approche circulaire appliquée à l'agriculture en environnement contrôlé. Pour explorer ce potentiel, j'ai contacté Diane Bastien, chercheuse

ayant collaboré à CANGRO, dont l'ouverture et l'enthousiasme m'ont convaincu d'en faire le sujet de ma maîtrise. J'ai ensuite approché Danielle Monfet, ma première mentore en modélisation énergétique, qui s'intéressait de plus en plus à la modélisation énergétique de l'agriculture en environnement contrôlé, qui a accepté de diriger le projet au sein du LTSB.

Depuis mon enfance, je rêve d'être inventeur. À l'université, à ce rêve s'est ajouté celui de travailler dans un laboratoire à développer des solutions à impacts positifs vers des modes de vie écologiques et résilients. Réaliser cette maîtrise représentait une étape concrète vers cet objectif. La rédaction de ce mémoire s'est déroulée en parallèle de plusieurs grands projets personnels : la cocréation d'une entreprise de génie-conseil écoresponsable, la construction d'un écovillage et la naissance de ma fille. Ces expériences, loin de freiner la recherche, lui ont donné un sens encore plus fort : concevoir des milieux de vie qui se soutiennent eux-mêmes, où l'énergie, la matière et les humains s'équilibrent.

REMERCIEMENTS

Je voudrais d'abord remercier sincèrement ma directrice, Danielle Monfet, et ma codirectrice, Diane Bastien. Vous avez été patientes, exigeantes, et surtout ouvertes à un sujet coloré. Vous avez enduré que je parle de champignons, de systèmes de récupération parfois douteux, m'aidant à canaliser mes idées pour en faire une démarche scientifique solide. Merci de m'avoir permis d'explorer de gauche à droite, puis de m'avoir guidé pour ramener ces explorations dans un cadre clair et rigoureux.

Pour le volet expérimental, un immense merci à Christopher Cory et Simon-Pierre Gagnon. Sans votre générosité, votre créativité et vos heures passées à travailler sur le système d'acquisition de données, les « jolies courbes » de respiration de champignons n'auraient jamais vu le jour. Merci aussi à Mycotrophe, d'avoir ouvert ses portes, son expertise terrain, ses salles d'incubation et prêté des centaines de kilos de substrats de champignons pour les essais. Et un mot spécial pour Mathieu Laroche, qui a géré l'instrumentation et l'acquisition de données du banc de test au Laboratoire de thermique et de science du bâtiment (LTSB).

Pour la partie simulation, merci à Marie-Hélène Talbot d'avoir partagé son modèle de plantes et d'avoir offert des conseils judicieux sur l'intégration avec la PFAL. Qui sait, peut-être qu'un jour nos deux modèles seront intégrés.

Enfin, je veux remercier ma douce Mélanie, qui m'a poussé à retourner aux études et à concrétiser cette idée un peu folle. Merci d'avoir cru en ce projet, et en tous les autres. Madeleine, née le jour de l'acceptation de mon premier article, même pas deux ans et tu aimes déjà les champignons, ça me rend très fier.

Merci à l'artiste *Infected Mushroom*, dont la musique a accompagné des dizaines d'heures de rédaction et de simulation, ainsi qu'à ma famille et mes ami·es, pour leur curiosité bienveillante pendant toutes ces années.

Modélisation et valorisation des rejets (thermique et CO₂) d'une production de champignons

Marc-Antoine MEILLEUR

RÉSUMÉ

La production agricole en environnement contrôlé, qu'il s'agisse de serres ou de *Plant Factories with Artificial Lighting* (PFAL), exige d'importants apports en énergie et en CO₂. Dans un climat froid comme celui du Québec, ces besoins accentuent la dépendance aux intrants externes. Ce mémoire propose une approche circulaire fondée sur une synergie d'échanges de CO₂ et de flux thermiques entre une ferme de champignons (*Mushroom Farm*, MF) et une PFAL de légumes-feuilles. Les MF rejettent du CO₂ par la respiration des champignons et requièrent du chauffage, tandis que les PFAL consomment du CO₂ lors de la photosynthèse et engendrent généralement des excès de chaleur. L'interconnexion de ces deux productions vise à réduire simultanément la consommation d'énergie et la dépendance au CO₂ de source externe. Ce mémoire explore expérimentalement et numériquement cette synergie afin d'en évaluer les économies liées à l'injection de CO₂ et à la consommation d'énergie.

Dans un premier volet, deux études expérimentales ont été menées afin de combler des lacunes de la littérature. La première, à petite échelle en chambre climatique, mesure le taux de respiration et les flux thermiques du substrat de shiitake durant l'incubation. La seconde, en chambre d'incubation à grande échelle, modélise le taux de respiration d'une production mixte pleurote-shiitake en fonction de la température intérieure. La comparaison des résultats de ces deux études avec la littérature démontre que le pleurote émet environ deux fois plus de CO₂ que le shiitake en incubation et jusqu'à cinq fois plus en fructification, tout en générant des flux thermiques significatifs. Ces essais ont permis d'élaborer un modèle prédictif des émissions de CO₂ en fonction de la température, du type de champignon et du stade de culture.

Le second volet intègre ces résultats à des modules numériques de simulation d'un complexe de production agricole comprenant des conteneurs de champignons et de légumes-feuilles. Trois scénarios de production sont comparés, soit une culture de shiitake (scénario S), de pleurote (scénario O) et une culture mixte des deux (scénario M). Deux configurations sont analysées : un cas de référence (BC), où les conteneurs fonctionnent de manière indépendante, et un cas circulaire (CC), où les boucles d'air sont interconnectées pour permettre l'échange d'air entre les conteneurs. En configuration CC pour les scénarios pleurote et mixte, l'injection de CO₂ n'est plus nécessaire, la consommation d'énergie des systèmes de chauffage, de ventilation et de conditionnement de l'air (CVCA) est réduite jusqu'à 32 % et l'appel de puissance est jusqu'à 47 % moindre. La synergie est particulièrement bénéfique lorsque les champignons produisent plus de CO₂ que les plantes n'en consomment, ce qui permet le refroidissement du PFAL grâce à l'air extérieur (*free cooling*) et réduit la consommation d'énergie du système CVCA du PFAL tout en maintenant le taux de CO₂ souhaité.

Mots clés : *synergie agro-industrielle, modélisation énergétique du bâtiment (BEM), récupération de CO₂, valorisation de chaleur résiduelle, agriculture durable*

Modelling and Valorization of By-Products (Thermal and CO₂) from Mushroom Production

Marc-Antoine MEILLEUR

ABSTRACT

Controlled environment agriculture, whether in greenhouses or Plant Factories with Artificial Lighting (PFAL), requires substantial inputs of energy and CO₂. In cold climates such as Quebec's, these needs increase dependence on external resources. This study proposes a circular approach based on a CO₂–thermal exchange synergy between a mushroom farm (MF) and a PFAL for leafy greens. MF release CO₂ through mushroom respiration and require heating, while leafy greens consume CO₂ during photosynthesis and generate excess heat. The interconnection of these two production systems aims to reduce energy consumption and dependence on supplemental CO₂ sources simultaneously.

The first part of the research characterizes the CO₂ and heat exchanges of mushrooms to fill gaps in the literature. Two experimental studies were conducted. The first one measured respiration rates and thermal fluxes of shiitake substrate during incubation of a small-scale production in a climatic chamber. The second modelled the respiration rate of a mixed oyster–shiitake substrate as a function of indoor temperature during incubation of a full-scale production. Comparing the results of these two studies with existing literature showed that oyster mushrooms emit about twice as much CO₂ as shiitake during incubation and up to five times more during fruiting, while generating significant thermal heat. These experiments enabled the development of a predictive model linking CO₂ emissions to temperature, species, and growth stage.

The second part integrates these results into numerical simulation modules of a container-based production complex combining mushrooms and leafy greens, comparing three farming scenarios, a shiitake (scenario S), an oyster (scenario O) and a mixed shiitake-oyster production (scenario M) for two configurations: a baseline case (BC) where containers operate independently, and a circular case (CC) where air loops between the containers are interconnected to enable CO₂ and thermal exchanges. In the CC configuration, the Oyster and Mixed scenarios eliminated the need for external CO₂ injection, reduced the heating, ventilation and air conditioning (HVAC) energy use by up to 32% and the peak demand by up to 47%. The analysis highlights a paradigm shift: when mushrooms produce more CO₂ than what crops consume, the PFAL can be cooled with outside air (a process called *free cooling*), lowering the HVAC energy demand while maintaining the CO₂ setpoint.

Keywords: *agro-industrial symbiosis, building energy modelling (BEM), CO₂ recovery, waste-heat valorization, sustainable agriculture*

TABLE DES MATIÈRES

	Page
INTRODUCTION	1
CHAPITRE 1 REVUE DE LITTÉRATURE.....	7
1.1 Synergie entre champignons et légumes-feuilles.....	7
1.1.1 Résultats expérimentaux	7
1.1.2 Bilans de CO ₂ et thermique.....	12
1.2 Culture de champignons en environnement contrôlé.....	15
1.2.1 Processus de culture de champignons en environnement contrôlé	16
1.2.2 Paramètres de production.....	17
1.2.3 Modèles numériques et résultats expérimentaux : les champignons	20
1.3 Culture de légume-feuilles en environnement contrôlé	30
1.3.1 Processus de culture de légumes-feuilles en environnement contrôlé.....	31
1.3.2 Activité végétale	31
1.3.3 Paramètres de production.....	32
1.3.4 Modèles numériques : les légumes-feuilles	38
1.4 Constats.....	42
CHAPITRE 2 APPROCHE MÉTHODOLOGIQUE.....	45
2.1 Article 1 - Modeling Mushrooms' Carbon Dioxide Emission and Heat Exchange Rates for Synergistic Cultivation with Leafy Greens (publié dans <i>Sustainability</i> , 2023)	45
2.2 Article 2 - Circular Approach for Mushroom and Lettuce Production: CO ₂ and Heat Exchanges (soumis au journal <i>Biosystems Engineering</i> , 2026)	46
2.3 Intégration des modèles et modules.....	47
CHAPITRE 3 Modeling Mushrooms' Carbon Dioxide Emission and Heat Exchange Rates for Synergistic Cultivation with Leafy Greens	51
3.1 Introduction.....	52
3.2 Materials and Methods.....	55
3.2.1 Average CO ₂ Emission Rates	55
3.2.2 Description of the Testing Spaces.....	57
3.2.3 Description of the Experiments	60
3.2.4 Experimental Model Development	61
3.3 Results.....	65
3.3.1 CO ₂ Emission Rate from Small-Scale (SS) Experiments	65
3.3.2 CO ₂ Emission Rate from Full-Scale (SS) Experiment	67
3.3.3 Heat Exchange Rate from Small-Scale (SS) Experiment	69
3.3.4 Aggregated CO ₂ Emission and Heat Exchange Rates	70
3.4 Discussion.....	72
3.4.1 CO ₂ Emission Rate	72
3.4.2 Heat Exchange Rate.....	73
3.5 Conclusion	74

CHAPITRE 4	Circular Approach for Mushroom and Lettuce Production: Carbone Dioxide Enrichment and Energy Savings	75
4.1	Introduction.....	76
4.1.1	CO ₂ Exchange Opportunities	76
4.1.2	Heat Exchange Opportunities	77
4.1.3	Objectives	78
4.2	Materials and Methods.....	78
4.2.1	Inputs.....	80
4.2.2	CO ₂ Module	88
4.2.3	BEM Module	92
4.2.4	Post-Processing Module.....	96
4.2.5	Description of the compared scenarios	97
4.3	Results.....	98
4.3.1	CO ₂ Module: intermediate variables and results	98
4.3.2	BEM Module results	100
4.4	Discussion	104
4.5	Conclusion	106
	DISCUSSION ET CONCLUSION	109
	RECOMMANDATIONS	115
ANNEXE I	INPUT DATA TABLES OF THE BEM MODULE.....	117
	LISTE DE RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	120

LISTE DES TABLES

	Page
Table 1.1	Sommaire des intervalles de points de consigne de température, d'humidité relative et de concentration de CO ₂ pour la culture de champignons.....20
Table 1.2	Résumé des taux d'émission de CO ₂ de pleurote et de shiitake issus de la littérature25
Table 3.1	CO ₂ emissions for a specific growth stage and strain available in the literature.....56
Table 3.2	Details of the data acquisition installed in the spaces.....58
Table 3.3	Coefficients C1 to C6 (ASHRAE, 2017).....64
Table 3.4	Indoor air conditions during the SS-CL-53% experiment70
Table 3.5	Average CO ₂ emission rates of mushrooms71
Table 3.6	Heat exchange rates of mushrooms72
Table 4.1	Average CO ₂ emission rates of mushrooms (Meilleur et al., 2023)81
Table 4.2	Mushroom farm production parameters83
Table 4.3	PFAL production parameters.....83
Table 4.4	Sensible heat generation rate from mushroom substrate in incubation (Meilleur et al., 2023).....84
Table 4.5	Leafy green crops sensible and latent heat exchange rates.....85
Table 4.6	Key airflow and CO ₂ -related variables used in the CO ₂ Module90
Table 4.7	Loads object and schedule definition.....94
Table 4.8	Environmental setpoints and scenario definitions97
Table 4.9	Intermediate airflow rates used as inputs for the <i>EnergyPlus</i> simulations.....100
Table 4.10	Annual supplemental CO ₂ injection and savings for BC and CC scenarios100

Table 4.11	Annual breakdown of MF and PFAL energy end use ($\text{MWh}\cdot\text{yr}^{-1}$) and relative difference (R.D.) between BC and CC101
Table 4.12	Breakdown of MF and PFAL peak demand (kW) and relative difference (R.D.) between BC and CC on January 14 at 12:00101

LISTE DES FIGURES

	Page
Figure 0.1	Principes de valorisation des rejets de CO ₂ et de chaleur entre une culture de champignons et une autre de légumes-feuilles3
Figure 1.1	Diagramme schématique du système de culture combinant plantes et champignons8
Figure 1.2	Banc de test utilisé pour expérimenter la synergie entre laitues et champignons10
Figure 1.3	Diagramme schématique de la culture en continu (A) et de la culture diversifiée (B)11
Figure 1.4	Concentration de CO ₂ simulée dans les trois chambres de laitue et dans la chambre de champignons avec une culture en continu (A) et une culture diversifiée (B)12
Figure 1.5	Schéma conceptuel des flux d'air entre une chambre de culture de champignons, trois chambres de culture de laitues et une chambre pour la culture de champignons et de laitues14
Figure 1.6	Processus de culture de champignons16
Figure 1.7	Procédure d'éclaircissage au cours de la croissance du pleurote du panicaut22
Figure 1.8	Taux d'émission de CO ₂ de pleurotes cultivés en contenant en fonction du temps et de la température de culture23
Figure 1.9	Taux d'émission de CO ₂ par gramme de substrat et de champignons24
Figure 1.10	Cumulation de CO ₂ émis sur 14 jours par trois mélanges de substrat de pleurote en huître : OS - mesquite:luzerne; MA - chêne:soja; SC - paille:cotton en incubation26
Figure 1.11	CO ₂ émis lors des phases d'incubation et de fructification d'une culture de shiitake28
Figure 1.12	Le poids frais des plants (g plante ⁻¹) à une température des racines de 28 °C, à des intensités lumineuses de (A) 200, (B) 400 et (C) 750 μmol·m ⁻² ·s ⁻¹33

Figure 1.13	Laitue (<i>Lactuca sativa</i>) cultivée sous différentes températures d'air avec une photopériode de 14 h et températures de racines pendant 5 semaines.....	34
Figure 1.14	Effet de la concentration de CO ₂ , de l'intensité d'éclairage et de la vitesse de l'air sur la masse d'un plant de laitue	36
Figure 1.15	Taux de photosynthèse brute, net et respiration d'une production de laitues.....	39
Figure 1.16	Bilan thermique de plants de laitues.....	41
Figure 2.1	Configurations des conteneurs de l'article 2 dans le (a) cas de référence (BC) et le (b) cas circulaire (CC)	47
Figure 2.2	Sommaire des modèles et modules de simulation utilisés lors du mémoire.....	48
Figure 3.1	Conceptual diagram of mushrooms and leafy greens synergistic cultivation.....	53
Figure 3.2	Small-scale test bench: (a) 3D view and (b) location of sensors.....	59
Figure 3.3	Full-scale (FS) incubation chamber: (a) 3D view and (b) location of sensors	59
Figure 3.4	CO ₂ emission rate of incubating shiitake substrate during the SS-OL-53% experiment	66
Figure 3.5	Accumulation of CO ₂ from incubation of shiitake substrate during SS-CL-55% experiment	67
Figure 3.6	Changes in the CO ₂ emission rate per kg of mixed mushroom substrate in response to variation in return air temperature during the FS-OL-44% experiment	68
Figure 3.7	Comparison between the measured and estimated CO ₂ emission rate of mixed mushroom substrate	69
Figure 3.8	Increase enthalpy from incubating shiitake substrate during closed-loop (CL) SS-CL-55% experiment.....	70
Figure 4.1	Container configurations in the (a) base case (BC) and (b) circular case (CC).....	79
Figure 4.2	Modelling framework.....	80

Figure 4.3	Thermal zoning and space type configuration.....	84
Figure 4.4	Illustration of the CO ₂ balance flows of (a) the base case and (b) the circular case	89
Figure 4.5	HVAC configuration	95
Figure 4.6	CO ₂ mass balance fluxes for (a) BC and (b) CC scenarios, illustrating net CO ₂ flows	99
Figure 4.7	Annual HVAC energy end use Per Scenario.....	102
Figure 4.8	Annual energy end use distribution of the PFAL base case.....	103

LISTE DES ABRÉVIATIONS, SIGLES ET ACRONYMES

ACH	<i>Air Changes per Hour</i> ou Taux de renouvellement d'air
ACFAS	Association canadienne-française pour l'avancement des sciences
AEC	Agriculture en environnement contrôlé
ASHRAE	<i>American Society of Heating, Refrigerating and Air-Conditioning Engineers</i> ou société américaine des ingénieurs en chauffage, en réfrigération et en air conditionné
BC	<i>Base Case</i> ou Cas de référence
BEM	<i>Building Energy Model</i> ou Modélisation énergétique du bâtiment
CC	<i>Circular Case</i> ou Cas circulaire
CEA	<i>Controlled Environment Agriculture</i> ou agriculture en environnement contrôlé
CELSS	<i>Controlled Ecological Life Support System</i> ou système de soutien-vie écologique en circuit fermé
CL	<i>Closed Loop</i> ou Boucle fermée
CO ₂	Dioxyde de carbone ou <i>carbon dioxide</i>
COP	<i>Coefficient of Performance</i> ou Coefficient de performance
CVCA	Chauffage, ventilation et conditionnement de l'air
CWEC	<i>Canadian Weather Year for Energy Calculation</i> ou les fichiers météorologiques canadiens pour le calcul énergétique
DAS	<i>Days After Start</i> ou Jours après le début du cycle
DAT	<i>Days After Transplant</i> ou Jours après la transplantation
DLI	<i>Daily Light Integral</i> ou Intégrale lumineuse quotidienne
FS	<i>Full Scale</i> ou Pleine échelle
GES	Gaz à effet de serre
HAF	<i>Horizontal Airflow Fan</i> ou Ventilateur horizontal
HVAC	<i>Heating, Ventilation and Air Conditioning</i> ou chauffage, ventilation et air conditionné
LG	<i>Leafy Greens</i> ou Légumes-feuilles

MF	<i>Mushroom Farm</i> ou Ferme de champignons
MRD	<i>Mean Relative Difference</i> ou Différence relative moyenne
N	Taille de l'échantillon
OL	<i>Open Loop</i> ou Boucle ouverte
PFAL	<i>Plant Factory with Artificial Lighting</i> ou Ferme verticale à éclairage artificiel
PPFD	<i>Photosynthetic Photon Flux Density</i> ou Densité de flux de photons photosynthétiques
R ²	Coefficient de détermination
RD	<i>Relative Difference</i> ou Différence relative
RH	<i>Relative Humidity</i> ou Humidité relative
SS	<i>Small Scale</i> ou Petite échelle
VPD	Déficit de pression vapeur
'	Valeur de variable modifiée dans le cas circulaire

LISTE DES INDICES

avg	Moyenne
crop	Culture en production
da	Air sec
dehum	Déhumidification
env, envelope	Enveloppe du bâtiment
equip	Équipement électrique
est	Calculé ou simulé par le modèle
fruc	Fructification
f	Plancher
facility	Complexe de conteneurs
fan	Ventilateur
hum	Humidificateur
i	In, ou entrée
incub	Incubation
inf	Infiltration
IA, in	Air intérieur
light	Système d'éclairage
o	Out, ou sortie
OA	Air extérieur
RA	Air de retour
SA	Air alimenté
sub	substrat

steam	Vapeur d'eau d'humidification
stby	Standby, en attente
tot	Total
mes	Mesuré expérimentalement
ref	Cas de référence

LISTE DES SYMBOLES ET UNITÉS DE MESURE

A	Surface	m^2
a	Coefficient de régression	-
ACH	Taux de renouvellement d'air	h^{-1}
A_{duct}	Surface de conduite de ventilation	m^2
C, CO ₂	Concentration de CO ₂	$\mu mol \cdot mol^{-1}$ ou ppm
c	Coefficient de pression à saturation	-
CAP _{nom}	Capacité nominale de l'humidificateur	$kg \cdot s^{-1}$
C _p	Chaleur spécifique	$J \cdot kg^{-1} \cdot K^{-1}$
E	Consommation annuelle d'énergie	MWh
F	Coefficient d'émission de CO ₂	$g \cdot CO_2 \cdot g_{matière\ sèche}^{-1}$
h	Enthalpie	$kJ \cdot kg da^{-1}$
H	Flux de transfert thermique	W
h _g	Facteur limite de stockage de glucides	-
hum	Humidité relative en fraction	-
$\dot{I}_{CO_2}$	Débit d'injection de CO ₂	$g \cdot CO_2 \cdot s^{-1}$
k	Facteur de conversion de concentration de CO ₂	$g \cdot m^{-3} \cdot (\mu mol^{-1} \cdot mol)$
K	Conductibilité thermique des murs	$W \cdot ^\circ C^{-1}$
LA	Superficie de feuilles	m^2
M	Coefficient de maintenance	s^{-1}
m	Masse du substrat de champignons	kg
MC _{photo}	Débit massique de CO ₂ par volume d'air absorbé par la plante lors de la photosynthèse	$kg_{CO_2} \cdot m_{air}^{-3} \cdot s^{-1}$

m_{CO_2}	La masse molaire du CO_2	$kg \cdot \mu mol^{-1}$
$\dot{m}_w$	Débit d'eau de l'humidificateur	$kg \cdot s^{-1}$
n	Rendement ou efficacité	%
$\dot{P}$	Taux instantané de photosynthèse	$\mu mol \cdot CO_2 \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$
$\dot{P}_{net}$	Taux net de photosynthèse	$\mu mol \cdot CO_2 \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$
P	Puissance électrique	W, kW
PPFD	Densité de flux de photons photosynthétiques	$\mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$
ΔP	Différence de pression	Pa
$\dot{Q}$	Taux d'échange thermique	W
q''_{conv}	Échange thermique par convection	$W \cdot m^{-2}$
q''_{latent}	Flux chaleur latente	$W \cdot m^{-2}$
$q''_{sensible}$	Flux chaleur sensible	$W \cdot m^{-2}$
q''_{sol}	Flux de rayonnement solaire absorbé par les cultures	$W \cdot m^2_{cultivée}$
q''_{sw}	Flux de rayonnement à ondes courtes des lumières absorbé par les cultures	$W \cdot m^2_{cultivée}$
q''_{LWX}	Flux net de rayonnement à ondes longues échangé entre les surfaces	$W \cdot m^2_{cultivée}$
q''_{st}	Flux thermique des feuilles des et tiges	$W \cdot m^2_{cultivée}$
q''_{morph}	Flux thermique des fruits	$W \cdot m^2_{cultivée}$
$\dot{R}_{avg}$	Taux d'émission de CO_2 moyen par respiration	$\mu mol \cdot CO_2 \cdot kg_{sub}^{-1} \cdot s^{-1}$
$\dot{R}$	Taux d'émission de CO_2 par respiration	$g \cdot CO_2 \cdot s^{-1}$
$\dot{R}_a, \dot{R}_b$	Taux d'émission de CO_2 par respiration avant et après éclaircissage	$\mu mol \cdot CO_2 \cdot s^{-1}$

$\dot{R}_p$	Taux de respiration de la plante	$\mu\text{mol}\cdot\text{CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$
R_p	Masse de CO_2 émit durant une période	$\mu\text{mol}\cdot\text{CO}_2$
RH	Humidité relative	%
S	Énergie thermique accumulée dans les matériaux	J
T	Température	$^{\circ}\text{C}$
ΔT	Différence de température	K ou $^{\circ}\text{C}$
t	Temps	s ou h
$\dot{V}$	Débit volumique d'air	$\text{m}^3\cdot\text{s}^{-1}$
V	Volume	m^3
w	Ratio d'humidité	$\text{kg}_w\cdot\text{kg}_{da}^{-1}$
W	Masse sèche de champignon	g
ρ	Densité de l'air	$\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$

INTRODUCTION

La croissance démographique mondiale et les défis environnementaux croissants ont entraîné une augmentation considérable des besoins alimentaires produits de manière durable (Tilman, Balzer, Hill, & Bafort, 2011). Pour subvenir aux besoins de la population de près de 10 milliards d'individus prévue pour 2050, la production alimentaire doit augmenter de 25 à 70 % par rapport à celle de 2014 selon les scénarios (Piesse, 2020). L'agriculture émet entre 10 et 12 % des émissions mondiales de gaz à effet de serre (Niggli, Fließbach, Hepperly, & Scialabba, 2009) et l'agriculture intensive conventionnelle est souvent associée à des impacts environnementaux néfastes. Ceux-ci sont, entre autres, liés à l'utilisation de pesticides (Geiger et al., 2010; Lamichhane, Dachbrodt-Saaydeh, Kudsk, & Messéan, 2016) et à une forte consommation d'eau et d'énergie (Barbosa et al., 2015; Gomiero, Paoletti, & Pimentel, 2008). L'agriculture intensive est même la deuxième plus grande menace pour la biodiversité (Aznar-Sánchez, Piquer-Rodríguez, Velasco-Muñoz, & Manzano-Agugliaro, 2019). Face à cette réalité, il est impératif de développer des solutions agricoles répondant à la demande alimentaire croissante tout en minimisant les effets néfastes sur l'environnement.

Parmi les solutions possibles, une alternative innovante pour économiser les ressources et réduire les impacts environnementaux négatifs des activités agricoles, tout en améliorant leur performance économique, consiste à adopter une approche circulaire (Velasco-Muñoz, Mendoza, Aznar-Sánchez, & Gallego-Schmid, 2021). Dans le domaine de l'agriculture, cette approche a le potentiel de réduire les émissions de gaz à effet de serre de 5,6 milliards de tonnes d'équivalent CO₂ d'ici 2050 (EMF, 2021). Ceci permettrait une utilisation efficace des ressources dans toutes les phases de la chaîne de valeur, ce qui pourrait contribuer à la régénération et à la biodiversité des agroécosystèmes et des écosystèmes environnants (Velasco-Muñoz, Aznar-Sánchez, López-Felices, & Román-Sánchez, 2022).

L'Ellen MacArthur Foundation (EMF, 2021) classe les principales stratégies d'économie circulaire dans le domaine de l'agriculture en trois catégories distinctes : la minimisation des

produits orientés vers l'enfouissement, l'optimisation de la valorisation des sous-produits et l'amélioration de la séquestration du carbone.

Les fermes de champignons favorisent le développement d'une approche circulaire principalement grâce à la valorisation du CO₂ généré par leurs opérations comme sous-produit (Li, Ding, Li, & Miao, 2018; Zhang et al., 2021). Ce CO₂ pourrait être réutilisé par les installations de ferme verticale à éclairage artificiel (PFAL). En effet, pour maximiser leur productivité, ces fermes utilisent un apport en CO₂ pour enrichir l'atmosphère des plantes lors de la photosynthèse (Wang, Lv, Wang, & Shi, 2022). Elles doivent également refroidir leur environnement tout au long de l'année pour compenser l'excès de chaleur généré par l'éclairage artificiel (Talbot & Monfet, 2020). En parallèle, les installations de production de champignons en environnement contrôlé, localisées dans des climats froids, requièrent un apport de chaleur en hiver (Higgins, Margot, Warnquist, Obeysekare, & Mehta, 2017). Réduire les besoins en énergie des fermes de champignons en optimisant les flux de chaleur et d'humidité, notamment par la récupération de chaleur excédentaire provenant d'autres procédés, constituerait l'un des leviers les plus importants pour améliorer leur impact environnemental et renforcer leur circularité (Dorr, Koegler, Gabrielle, & Aubry, 2021). La présente étude se propose d'analyser le potentiel de synergie entre la culture de champignons et celle de légumes-feuilles, comme l'illustre la Figure 0.1

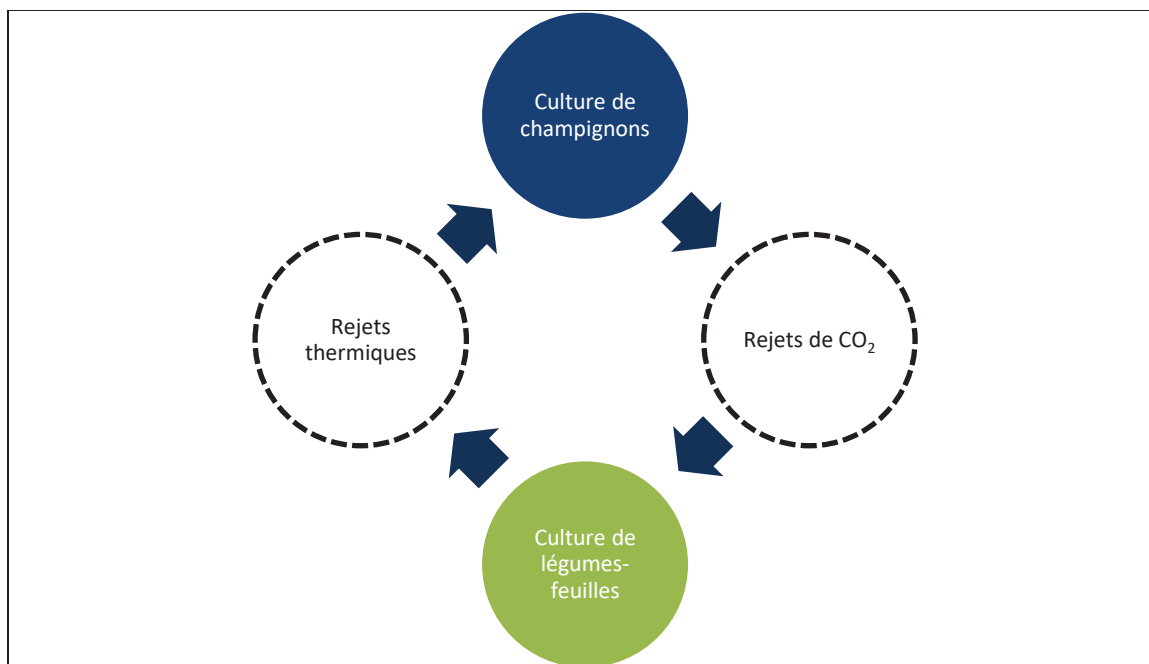


Figure 0.1 Principes de valorisation des rejets de CO₂ et de chaleur entre une culture de champignons et une autre de légumes-feuilles

La valorisation des rejets de CO₂ entre une culture de champignons et une autre de légumes-feuilles a été explorée pour la première fois dans les années 1990 dans le cadre de la recherche sur l'exploration spatiale de longue durée (Kitaya, Tani, Kiyota, & Aiga, 1994). L'utilisation d'un système de soutien-vie écologique en circuit fermé (CELSS) visait à créer des écosystèmes en boucle fermés afin de réduire les pertes et de maximiser l'autosuffisance alimentaire (Guo, Mao, Zhang, Tang, & Li, 2017). Plus récemment, d'autres études ont évalué la synergie entre les deux milieux de culture afin de réduire l'impact environnemental des émissions de CO₂ générées par la culture de champignons (Jung & Son, 2021b; Širić et al., 2023).

La revalorisation de l'énergie thermique résiduelle des espaces de production agricole en environnement contrôlé est un concept bien établi en matière de circularité et constitue une solution de valorisation des sous-produits (Gentry, 2019; Martin, Weidner, & Gullström, 2022). Cependant, aucune étude ne semble évaluer le potentiel d'économie d'énergie dans un

contexte de synergie entre la culture de champignons et celle de légumes-feuilles en environnement contrôlé.

Les objectifs de ce travail de recherche visent à combler l'absence de données expérimentales et d'outils de simulation permettant de quantifier le potentiel d'économies de CO₂ et d'énergie d'un couplage de culture champignons-légumes-feuilles au sein d'une même installation d'agriculture en environnement contrôlé (AEC). Cette étude porte sur les champignons de type shiitake et pleurote, les deux variétés ayant été précédemment étudiées dans le contexte d'une synergie avec les laitues.

Les objectifs généraux poursuivis sont les suivants :

- Proposer une méthodologie intégrée pour analyser la synergie d'échanges de CO₂ et thermique entre une ferme de champignons et une production de légumes-feuilles en environnement contrôlé;
- Compléter les connaissances existantes en déterminant expérimentalement les taux d'émission de CO₂ et d'échange thermique des champignons à l'aide d'un banc d'essai et de mesures sur une ferme de champignons d'échelle commerciale;
- Évaluer le potentiel d'économies de CO₂ et d'énergie d'une synergie circulaire combinant la production de champignons et de laitues dans des espaces de production intégrés à des conteneurs dans un contexte commercial.

Pour atteindre ces objectifs, la démarche de recherche s'articule en plusieurs étapes logiques.

(1) La revue de la littérature présentée au chapitre 1 a permis de définir le cadre théorique et d'identifier les principales lacunes de la recherche actuelle. (2) Les constats obtenus, présentés à la section 1.4, ont conduit à la mise en place d'une étude expérimentale visant à modéliser les échanges de CO₂ et thermique générés par la culture de champignons. Cette étude présente également une synthèse des valeurs pertinentes issues de la littérature sur les taux d'échange de CO₂ et de chaleur des champignons, nécessaires à la simulation d'un système synergique. (3) Enfin, à partir des données expérimentales recueillies, une méthodologie et des modules de

simulation numériques ont été développés. Ces outils intègrent les modèles d'échange de CO₂ et de flux thermique issus à la fois de la littérature et de l'étude expérimentale. Ils permettent d'évaluer le potentiel de réduction des émissions de CO₂ et d'économie d'énergie offert par la synergie entre une ferme de champignons (MF) et une production de légumes-feuilles sous éclairage artificiel (PFAL).

Le mémoire s'articule ainsi autour de deux articles scientifiques complémentaires, qui, ensemble, permettent d'atteindre les objectifs expérimentaux et de modélisation du projet.

CHAPITRE 1

REVUE DE LITTÉRATURE

La compréhension de la synergie entre champignons et légumes-feuilles demeure limitée. La revue de littérature qui suit décrit les quelques travaux de recherche recensés sur le sujet, auxquels le présent projet de recherche souhaite contribuer en poursuivant l'acquisition de connaissances. Dans un premier temps, les travaux de cette revue exposent les essais expérimentaux de la littérature s'intéressant spécifiquement à la synergie entre champignons et légumes-feuilles. Ensuite, les paramètres de production et modèles numériques pertinents de chaque culture sont présentés de façon individuelle, ce qui permet d'estimer le potentiel d'économie de CO₂ et d'énergie découlant d'une production synergique entre ces deux types de culture.

1.1 Synergie entre champignons et légumes-feuilles

La création d'un modèle de synergie est facilitée par les recherches expérimentales issues de la revue de la littérature, ainsi que par les travaux de chercheurs ayant réalisé des essais et élaboré des modèles théoriques et numériques. Les recherches récentes se sont concentrées sur le développement de modèles numériques corrélés à partir de données expérimentales (Jung & Son, 2021b) en tant qu'outil de conception visant à gérer efficacement le système de culture global des deux cultures. Cette première section présente l'étendue des recherches ainsi que les bilans de CO₂ et de flux thermiques répertoriés.

1.1.1 Résultats expérimentaux

Les premiers essais expérimentaux portant sur des champignons et des laitues en environnement contrôlé ont été réalisés par Kitaya et al. (1994). Comme le présente la Figure 1.1, le banc de test était très simple : deux contenants hermétiques de volumes similaires,

connectés par deux conduites, entre lesquelles un transfert d'air s'opère en continu à l'aide de ventilateurs.

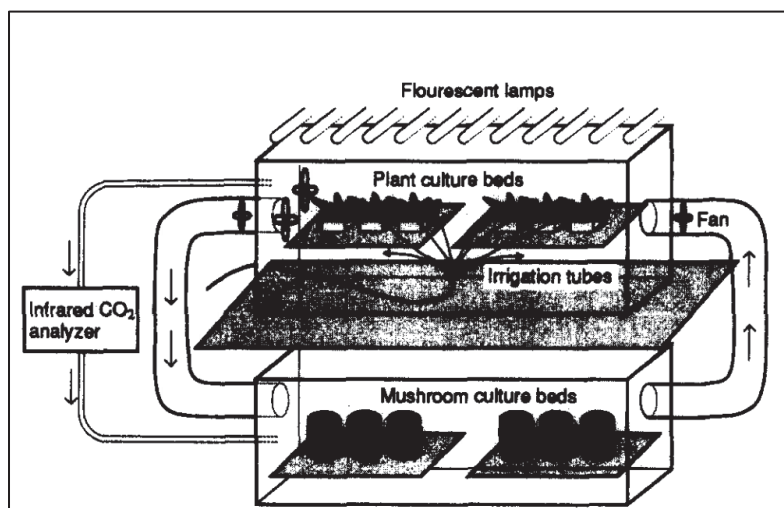


Figure 1.1 Diagramme schématisé du système de culture combinant plantes et champignons
Tirée de Kitaya et al. (1994)

L'essai consistait à faire varier le ratio de plants de laitue (*Lactuca Sativa*) et de culture de shiitake (*Lentinus edodes*) et d'observer le bilan de CO₂ sur une période de 100 heures. Ils ont conclu que la photosynthèse des plants a augmenté avec l'accroissement de la concentration de CO₂ dans l'air généré par les champignons. Parmi les trois variations étudiées, le ratio ayant permis la meilleure stabilité en CO₂ était celui qui utilisait six plants de laitue et six contenants (12 cm de diamètre par 15 cm de haut chacun) de substrat de shiitake. Aucune automatisation n'était présente, mais elle aurait été bénéfique pour augmenter la stabilité de la concentration en CO₂ sur une période prolongée puisque le taux de photosynthèse des laitues varie considérablement en fonction des conditions environnementales et de leur stade de croissance.

Ce premier essai a été suivi d'une deuxième étude reposant sur un banc de test très similaire, dans laquelle l'intérêt portait particulièrement sur les traces de gaz générées par une culture de laitues et de champignons en boucle fermée (Tani et al., 1996). Celle-ci a permis de conclure

que l'éthylène, un gaz nocif pour le développement des plantes lorsqu'il est présent en trop grande concentration, était généré tant par les plants de laitue que par les champignons. Cette accumulation d'éthylène peut devenir problématique dans des contextes en boucle fermée (Daunicht, 1997), mais peut également constituer une mesure intéressante pour suivre le développement des cultures de manière non destructive puisque le taux d'éthylène est proportionnel au stade de culture (Tani, Kiyota, & Aiga, 1995). La question de l'accumulation d'éthylène en environnement contrôlé est également un problème pour les légumes-feuilles, problème qui peut être remédié en ayant un minimum de 0,01 à 0,02 changement d'air à l'heure d'air extérieur par ventilation mécanique (Kozai, Niu, & Takagaki, 2015).

Plus récemment, Jung et al. (2014) ont refait un essai similaire à celui de Kitaya et al. (1994), mais en incluant un microcontrôleur afin de suivre la concentration de CO₂ dans l'espace de champignons et en intégrant le besoin d'air extérieur pour respecter une concentration maximale de CO₂. Cet essai avait comme objectif la réduction des gaz à effet de serre (GES) : réduire les émissions de CO₂ générées par les fermes de champignons en utilisant les plantes comme puits de carbone, avec un taux de récupération du CO₂ maximal, ce qui permet de minimiser l'apport d'air extérieur. La Figure 1.2 présente le banc de test utilisé.

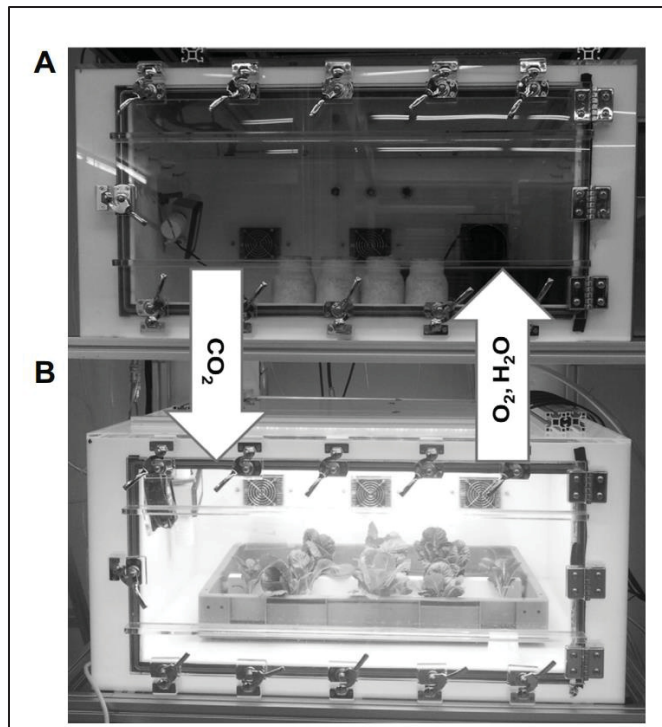


Figure 1.2 Banc de test utilisé pour expérimenter la synergie entre laitues et champignons
Tirée de Jung et al. (2014)

Parmi les quatre variations testées, la variation la mieux équilibrée entre les deux espaces était une combinaison de quatre contenants de 570 g de substrat de champignons, à 14 jours de fructification, et de 11 têtes de laitue à 12 jours après la transplantation. Un équilibre en CO_2 est donc possible; il suffit d'avoir le ratio des plantes et des champignons approprié. Cependant, ce ratio parfait est en constante évolution avec la croissance des cultures, ce qui a motivé Jung (2016) à créer un modèle numérique des deux cultures afin de mieux planifier leur culture combinée.

Jung (2016) a ensuite étudié la culture intégrée de pleurotes (*Pleurotus eryngii*) et de laitues romaines (*Lactuca sativa*) dans une optique de synergie gazeuse, en combinant un modèle théorique fondamental et des valeurs déterminées empiriquement. Le modèle numérique développé a été utilisé pour déterminer les ratios entre laitues et champignons pour deux

scénarios d'essai : culture en continu et culture diversifiée. Comme présentés à la Figure 1.3, les deux scénarios d'essai ont une durée d'environ 50 jours. Il y avait en continu 15 laitues et 12 contenants de champignons dans les salles de culture. Dans le cas de la culture en continu, les contenants de champignons étaient renouvelés tous les 16 jours, et les laitues étaient récoltées tous les 25 jours. Dans le cas de la culture diversifiée, trois laitues et trois contenants de champignons étaient renouvelés aux cinq et aux quatre jours, respectivement.

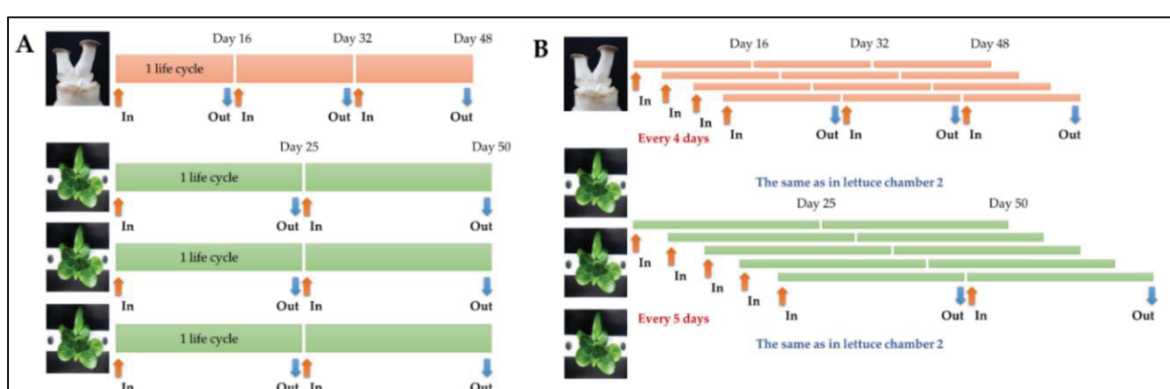


Figure 1.3 Diagramme schématique de la culture en continu (A) et de la culture diversifiée (B)

Tirée de Jung & Son (2021b)

Les conditions pour les laitues étaient les suivantes : 24 °C, intensité lumineuse de $200 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, ratio 8 : 1 : 1 de lumières rouge bleu blanc, avec une photopériode de 16 h. Les champignons étaient conservés à 18 °C et à 95 % d'humidité relative dans l'obscurité. Le banc de test était composé de cinq chambres : une pour cultiver des champignons (1,0 x 0,8 x 0,5 m), une autre servant de volume d'air intermédiaire (0,5 x 0,5 x 0,5 m) et trois autres pour cultiver des laitues (1,0 x 0,8 x 0,5 m), dont deux étaient continuellement en photopériode. Des pompes à diaphragme étaient activées lorsque la concentration de CO₂ était inférieure à 1 000 ppm dans les chambres de culture de laitues et supérieure à 2 000 ppm dans la chambre de champignons.

Comme le démontrent les résultats de la simulation à la Figure 1.4, une culture diversifiée (B) permet une concentration de CO₂ dans l'environnement des laitues plus près de 1 000 ppm et sans rechute à 500 ppm (A) lorsque les plants de laitue sont récoltés et remplacés par des jeunes semis. Finalement, cette étude a permis de démontrer qu'il est possible de récupérer environ 80 % du CO₂ émis par la culture de champignons grâce à un échange gazeux avec les plantes. Le 20 % des émissions de CO₂ non capté a été évacué dans l'air extérieur.

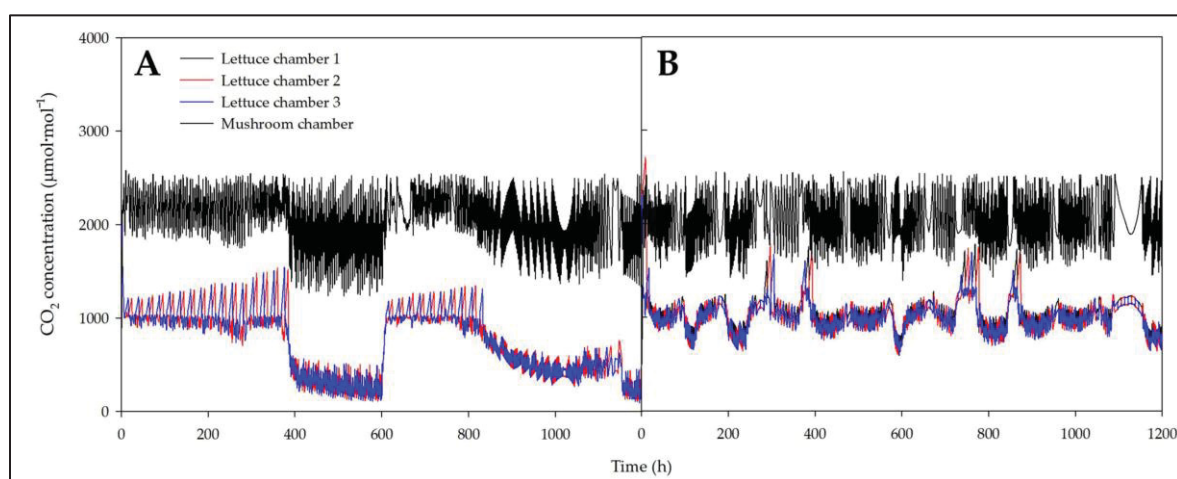


Figure 1.4 Concentration de CO₂ simulée dans les trois chambres de laitue et dans la chambre de champignons avec une culture en continu (A) et une culture diversifiée (B)

Tirée de Jung & Son (2021b)

1.1.2 Bilans de CO₂ et thermique

Dès qu'on s'intéresse aux échanges entre deux systèmes, la création de bilans devient essentielle. Cette section s'intéresse spécifiquement aux bilans de CO₂ et thermiques issus de la littérature scientifique sur la synergie entre champignons et légumes-feuilles. Ces bilans demeurent toutefois limités pour le CO₂, les bilans thermiques, quant à eux, ne semblent pas encore avoir fait l'objet de travaux de recherche détaillés.

1.1.2.1 Bilan CO₂

L'élaboration du modèle numérique de synergie de Jung & Son (2021) a nécessité l'établissement de bilans de CO₂ pour les différentes chambres de culture. Son banc de test comportait une chambre pour la culture de champignons, trois chambres pour la culture de laitues et une chambre intermédiaire pour le mélange d'air, chacune interconnectée comme présenté à la Figure 1.5. Ses travaux présentent également les équations pertinentes pour calculer la variation de la concentration de CO₂ d'une chambre de culture de laitues (1.1), d'une chambre de culture de champignons (1.2) et d'une chambre pour la culture d'un mélange des deux (1.3) en fonction du taux d'émission de CO₂ du substrat de champignons, du taux de photosynthèse des laitues et des échanges avec l'air extérieur. À gauche des équations figure le terme représentant la variation temporelle de la concentration de CO₂ dans la chambre considérée, tandis qu'à droite se trouvent les termes sources et puits de CO₂ responsables de cette variation.

L'infiltration d'air a été négligée et n'apparaît pas dans les équations. Dans un contexte de modèle numérique représentant une production commerciale, l'infiltration d'air devra être prise en compte dans les équations du bilan de CO₂.

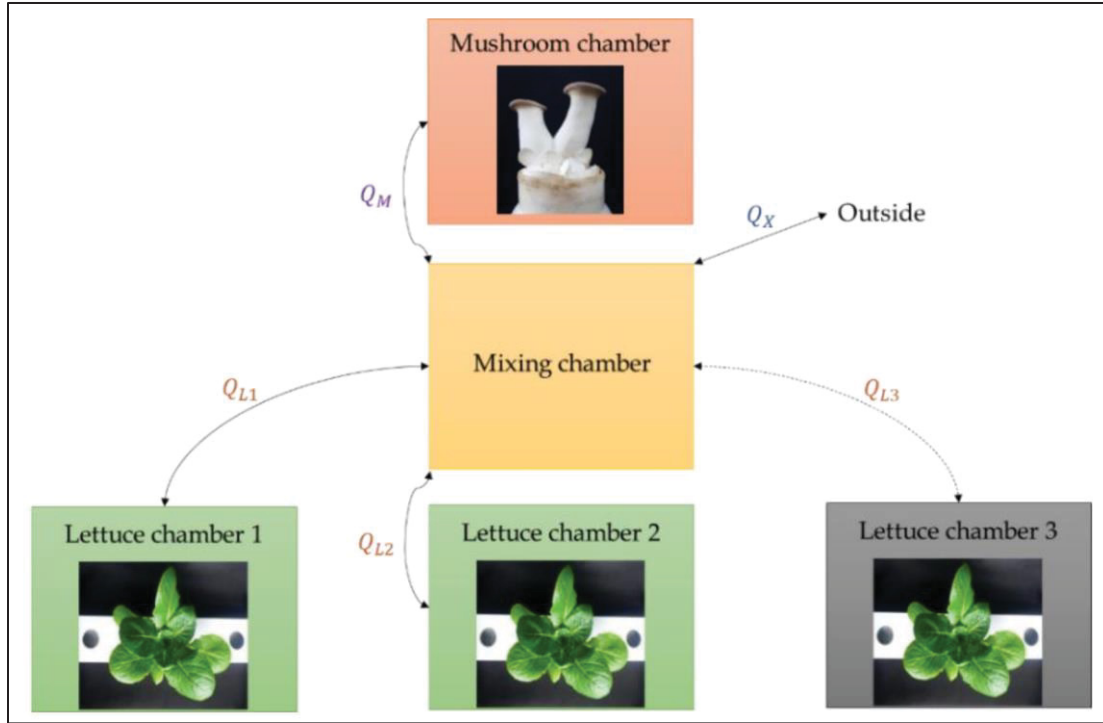


Figure 1.5 Schéma conceptuel des flux d'air entre une chambre de culture de champignons, trois chambres de culture de laitues et une chambre pour la culture de champignons et de laitues

Tirée de Jung & Son (2021)

$$V_L \cdot \frac{dC_{Ln}}{dt} = (C_X - C_{Ln}) \cdot Q_{Ln} - k \cdot LN_n \cdot \sum P_n \quad (1.1)$$

$$V_M \cdot \frac{dC_M}{dt} = (C_X - C_M) \cdot Q_M + k \cdot MN \cdot \sum R \quad (1.2)$$

$$V_X \cdot \frac{dC_X}{dt} = (C_M - C_X) \cdot Q_M + (C_O - C_X) \cdot Q_X + \sum ((C_{Ln} - C_X) \cdot Q_{Ln}) \quad (1.3)$$

Où,

V est le volume de la chambre de culture de laitues (L), celle de champignons (M), ou celle du mélange des deux cultures (X) [L];

Q est le débit entre les différentes chambres [$L \cdot \text{min}^{-1}$];

k est une unité de conversion à 20 °C ($\text{CO}_2 \mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$ vers $\text{CO}_2 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$) [$\text{g} \cdot \text{L}^{-1} / (\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1})$];

LN_n est le nombre de laitues dans la chambre n à un stade de croissance spécifique [ea];

MN est le nombre de contenants de champignons dans la chambre à un stade de croissance spécifique [ea];

C est la concentration de CO_2 dans les chambres, ou dans l'air extérieur (O) [$\mu\text{mol}\cdot\text{mol}^{-1}$];

P est le taux de photosynthèse d'une laitue à un stade de croissance spécifique [$\mu\text{mol}\cdot\text{s}^{-1}$];

R est le taux d'émission de CO_2 d'un contenant de substrat de champignons à un stade de croissance spécifique [$\mu\text{mol}\cdot\text{s}^{-1}$];

t est le nombre de jours après transplantation (DAT) pour les laitues et jours après cueillette (DAS) pour les champignons [jours];

n est le numéro de chambre de culture de laitues.

1.1.2.2 Bilan thermique

Aucune information concernant les échanges thermiques entre une culture de champignons et une culture de plantes n'a été recensée.

1.2 Culture de champignons en environnement contrôlé

La culture de champignons en environnement contrôlé est un processus complexe et totalement différent de la culture de plantes comme les légumes-feuilles. Il est donc essentiel de bien comprendre la méthode de production avant de considérer une synergie entre les deux cultures. Cette section présente d'abord le processus de culture de champignons en environnement contrôlé, ainsi que les conditions environnementales propres aux variétés de champignons étudiées en synergie gazeuse. Les modèles numériques de calcul relatifs aux champignons sont ensuite présentés, à savoir les taux d'émission de CO_2 et de chaleur. Dans un contexte de synergie, ces modèles sont utiles pour estimer la contribution des champignons au système global en termes de CO_2 et d'énergie.

1.2.1 Processus de culture de champignons en environnement contrôlé

Une champignonnière est une ferme spécialisée dans la culture des champignons. Celle-ci a pour premier but de produire des aliments pour la consommation de proximité considérant la nature périssable des champignons (Iqbal, Rodrigues, Mahajan, & Kerry, 2009) (Mahajan, Oliveira, & Macedo, 2008). Les fermes de champignons comprennent généralement des salles humides, dans un environnement contrôlé, où poussent différents types de champignons gourmets.

Comme le présente la Figure 1.6, le processus de culture de champignons en environnement contrôlé se résume généralement en trois grandes étapes : **l'inoculation**, **l'incubation** et la **fructification** (Chang & Miles, 2004).

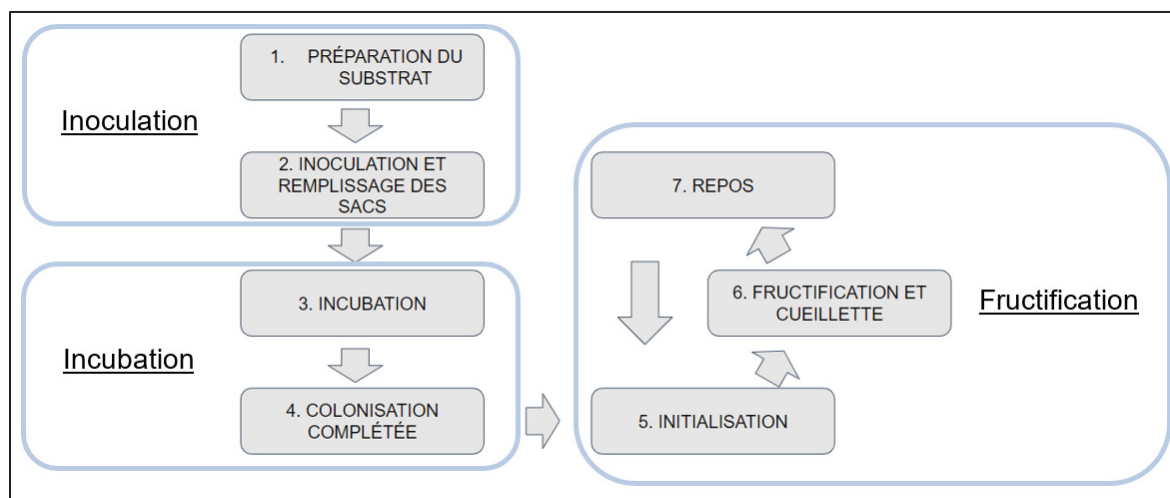


Figure 1.6 Processus de culture de champignons

Lors de **l'inoculation**, le mycélium (la racine du champignon) est introduit dans environ deux à cinq kilogrammes (kg) de substrat favorable à sa propagation, constitué de matières riches en carbone et en énergie préalablement stérilisées (comme de la sciure de bois, de la paille, du grain, etc.). Les contenants, souvent des sacs de plastique, sont scellés et disposent d'une prise

d'air par un filtre microporeux de 0,2 à 0,5 μm qui permet au mycélium de respirer sans être contaminé par l'environnement extérieur (Russell, 2014).

Lors de l'**incubation**, les contenants individuels sont entreposés dans une salle sombre et tempérée afin de favoriser la propagation du mycélium. Les sacs de substrat sont disposés sur plusieurs rangées d'étagères afin de favoriser une densité de production plus élevée (Waldron, 2018). Lors de sa croissance, le mycélium décompose la matière carbonée nécessaire à son développement tout en libérant une partie de ce carbone sous forme de dioxyde de carbone (CO_2). Ce processus de sécrétion d'enzymes dégage également de la chaleur. Il est donc nécessaire de renouveler l'air de la pièce afin d'évacuer le CO_2 et, potentiellement, de conditionner la pièce afin de maintenir un environnement stable (Cotter, 2014).

Pour provoquer la **fructification** du mycélium, les sacs de substrat sont ouverts en perforant des trous afin de permettre aux fruits de sortir des sacs. Les sacs sont transférés dans un environnement éclairé, très humide et riche en oxygène : c'est à ce moment-là que le champignon croît. Lors de cette phase, le contrôle des conditions environnementales est crucial afin d'obtenir des fruits en bonne quantité et de bonne qualité. Les systèmes de chauffage, ventilation et conditionnement de l'air (CVCA) sont donc essentiels afin de maintenir un taux d'humidité élevé, et une température stable, tout en renouvelant constamment l'air des zones de production avec de l'air extérieur pour maintenir le taux d'émission de CO_2 bas (Cotter, 2014). À noter que plusieurs récoltes peuvent être réalisées sur un même substrat, c'est pourquoi les étapes 5, 6 et 7 sont cycliques.

1.2.2 Paramètres de production

Les champignons sont généralement cultivés dans une ou plusieurs salles dédiées afin d'assurer des conditions environnementales intérieures propices à la propagation du mycélium, puis au développement ultérieur du champignon. Pour la culture des variétés de pleurote (genre *Pleurotus*) et de shiitake (genre *Lentinula*), qui ont fait l'objet d'études sur la synergie entre la

production de champignons et celle de légumes-feuilles, les principaux paramètres environnementaux à contrôler sont : la température, l'humidité, la concentration de CO₂ et l'éclairage. Dans un contexte de synergie avec les cultures de légumes-feuilles, il est essentiel d'opter pour des paramètres adaptés à la culture des champignons, tout en s'assurant de ne pas alourdir la demande en climatisation de la production de légumes-feuilles.

1.2.2.1 Température

La température est certainement l'un des facteurs les plus importants pour la croissance des champignons. Lorsqu'elle demeure dans la plage optimale de culture, une élévation de la température stimule l'activité enzymatique et, par conséquent, favorise la croissance. Ceci est vrai autant en incubation qu'en fructification (Jung, 2016). Chaque famille de champignons a une plage de température optimale à respecter pour la culture en environnement contrôlé telle que présentée à la Table 1.1 (Chang & Miles, 2004).

1.2.2.2 Humidité

Même s'il est moins crucial de contrôler l'humidité relative de l'environnement lors de l'incubation que lors de la fructification, maintenir une humidité relative d'au moins 60 % est une bonne pratique pour éviter que les blocs de substrat ne se dessèchent. Lors de la fructification, il est essentiel de contrôler l'humidité intérieure, puisqu'à ce stade le substrat est en contact direct avec l'air intérieur. Parfois, afin de faciliter la gestion de l'humidité dans les fermes de champignons, une humidité relative fixe est utilisée pour toutes les phases de culture, ce qui réduit les infrastructures et les manipulations, au détriment d'un rendement optimal (Cotter, 2014).

1.2.2.3 Concentration de CO₂

Le niveau de ventilation de la salle de culture permet de contrôler les taux d'oxygène et de CO₂, deux composés de l'air qui ont un impact important sur la production de champignon.

Les champignons sont comme les animaux : ils ont besoin d'oxygène pour vivre et émettent du CO₂. Une trop grande concentration de CO₂ dans leur environnement, principalement lors de la fructification, aura un impact direct sur la productivité et la qualité du champignon (Chang & Miles, 2004). En nature, le mycélium prolifère sous le couvre-sol à travers la matière en décomposition, donc avec peu d'oxygène. Par contre, lorsque le champignon sort de terre, il est en contact avec l'air, dont le taux de CO₂ est d'environ 400 ppm, ce qui le rend riche en oxygène. Les fermes de champignons tentent donc de s'approcher de ces conditions gazeuses : un taux élevé de CO₂ lors de l'incubation, favorisé par le contenant scellé, et un taux de CO₂ inférieur à 1 000 ppm lors de la floraison, lorsque le contenant est ouvert à l'environnement (Cotter, 2014).

1.2.2.4 Éclairage

La grande majorité des champignons ont besoin d'éclairage pour se développer. Par contre, durant l'incubation, aucun éclairage n'est nécessaire, sauf lors du cycle de floraison des champignons. Durant la floraison, la photosynthèse est nécessaire pour activer le cycle de reproduction et produire des protéines (Cotter, 2014). Le rôle de la lumière, principalement dans le spectre ultraviolet (370-420 nm) (Stamets, 2000), est crucial pour la formation de la structure reproductive du champignon (Chang & Miles, 2004). Une intensité de 640 lux dans le spectre bleu-vert, 8 à 12 heures par jour, est nécessaire (Bellettini et al., 2019).

1.2.2.5 Sommaire des points de consigne

Un sommaire des intervalles de points de consigne de température, d'humidité relative et de concentration de CO₂ recueillis dans deux ouvrages de référence est présenté dans la Table 1.1, ainsi que les intervalles de consigne pour l'éclairage du stade de fructification.

Table 1.1 Sommaire des intervalles de points de consigne de température, d'humidité relative et de concentration de CO₂ pour la culture de champignons

Paramètre	Variété	Incubation		Fructification		Référence
		Min	Max	Min	Max	
Température [°C]	Shiitake	n.d.	n.d.	15	21	(Cotter, 2014)
	Shiitake	20	25	15	25	(Chang & Miles, 2004)
	Shiitake	21	27	16	27	(Stamet, 2000)
	Pleurote	25	28	10	28	(Chang & Miles, 2004)
	Pleurote	n.d.	24	15	21	(Stamet, 2000)
Humidité Relative [%HR]	Shiitake	0	60	85	90	(Chang & Miles, 2004)
	Shiitake	n.d.	n.d.	60	80	(Stamet, 2000)
	Pleurote	90	95	85	90	(Stamet, 2000)
Concentration de CO ₂ [ppm]	Shiitake	10 000 ¹	n.d.	0	2 000	(Stamet, 2000)
	Pleurote	5 000	20 000	0	2 000	(Stamet, 2000)
Éclairage (Lux)	Shiitake	0	0	500	2 000	(Stamet, 2000)
	Pleurote	0	0	500	1 000	(Stamet, 2000)
¹ Concentration de CO ₂ l'intérieur du sac scellé n.d. signifie que la donnée est non disponible						

1.2.3 Modèles numériques et résultats expérimentaux : les champignons

Pour développer un modèle numérique global illustrant la synergie des échanges entre les cultures de champignons et celles de légumes-feuilles, il est indispensable d'examiner les modèles numériques existants. Les sections 1.2.3.1 et 1.2.3.2 présentent une revue des modèles d'émission de CO₂ et d'échanges thermiques, ainsi que des résultats expérimentaux issus d'études antérieures.

1.2.3.1 Taux d'émission de CO₂ des champignons

Modèle d'émission de CO₂

Le taux d'émission de CO₂ des champignons est influencé par la variété, la masse et l'humidité du substrat, la température de l'environnement et la période de croissance. Malgré l'intérêt mondial pour la culture de champignons, très peu d'analyses quantitatives du taux d'émission de CO₂ des champignons ont été réalisées (Jung, 2016).

Un modèle numérique décrivant la croissance du mycélium, du champignon et du taux d'émission de CO₂ a été créé dans les années 1970 en utilisant la masse séchée de mycélium et de champignon comme base pour le modèle (Chanter & Thornley, 1978). Ce modèle, présenté à l'Équation (1.4), peut être utilisé de l'incubation jusqu'à la fin du premier cycle de cueillette.

$$R = M \cdot W + F \cdot \frac{dW}{dt} \quad (1.4)$$

Où,

R est le taux d'émission de CO₂ [g CO₂·s⁻¹];

W la masse sèche de champignon [g];

M un coefficient de maintenance [s⁻¹];

F le coefficient d'émission de CO₂ [gCO₂·g matière sèche⁻¹].

Le taux d'émission de CO₂ est influencé par la masse sèche de champignon qui augmente dans le temps, d'où $\frac{dW}{dt}$.

Jung (2016) a repris cette équation fondamentale et a utilisé des données expérimentales pour déterminer empiriquement les variables W, M et F d'une variété de pleurote, le pleurote du panicaud, lors de la fructification. La masse W varie en fonction du temps (DAS - day after

start), puis diminue jusqu'à la fructification. Les variables M et F sont des équations en fonction de la température intérieure. Comme le présente la Figure 1.7, l'éclaircissage consiste à choisir quelques fruits de champignons et à retirer les autres lors de la culture du pleurote.

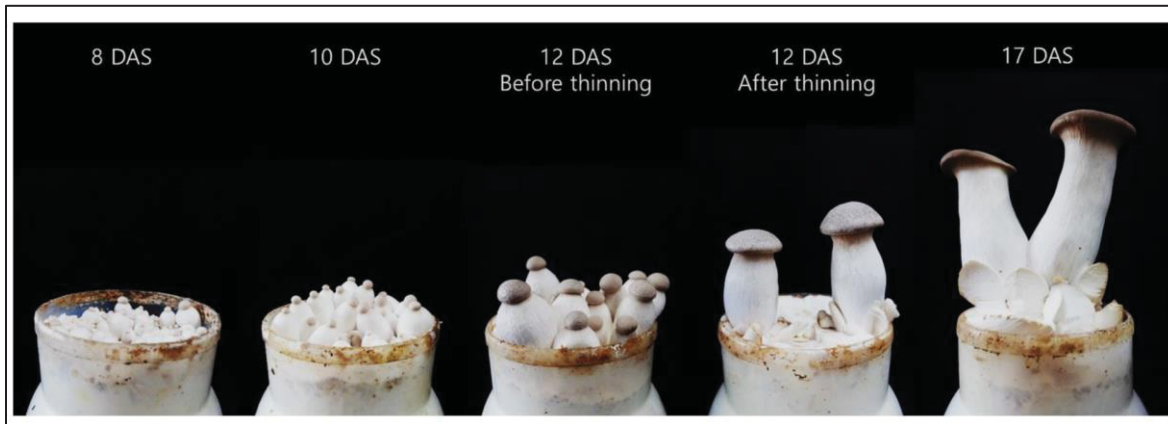


Figure 1.7 Procédure d'éclaircissage au cours de la croissance du pleurote du panicaut

Tirée de Jung & Son (2021a)

La Figure 1.8 présente les résultats du modèle numérique de Jung (2016) qui fait varier le taux d'émission de CO_2 en fonction du temps et de la température intérieure, avant et après avoir éclairci (*thinning*) les fruits. Deux surfaces sont illustrées en fonction du temps, de part et d'autre du jour 14 où il y a eu l'éclaircissage. Le taux d'émission de CO_2 augmente exponentiellement avec la durée de croissance et, de manière linéaire, avec la température. De ce fait, plus les champignons sont matures et plus la température se rapproche de la limite de température du modèle (26°C), plus le taux d'émission de CO_2 est élevé.

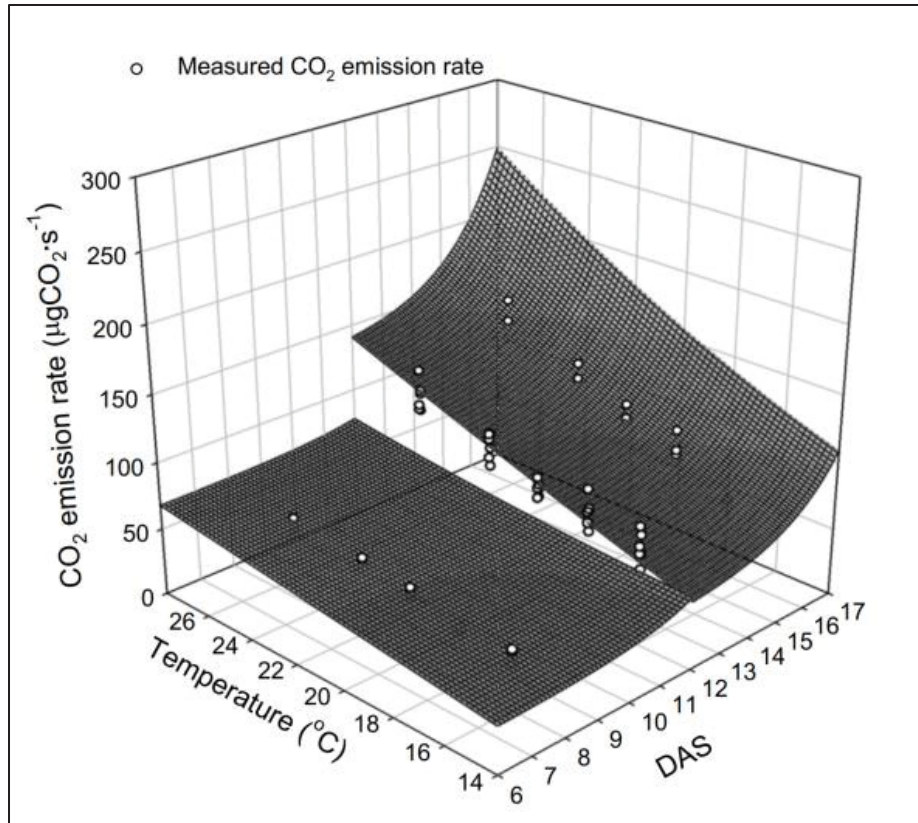


Figure 1.8 Taux d'émission de CO₂ de pleurotes cultivés en contenant en fonction du temps et de la température de culture

Tirée de Jung (2016)

L'Équation (1.5) a été utilisée pour déterminer $\dot{R}_b$, soit le taux d'émission de CO₂ avant l'éclaircissage, et l'Équation (1.6) pour le taux d'émission après l'éclaircissage [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$], où T est la température de l'air intérieur [°C].

$$\begin{aligned} \dot{R}_b = & (9.670 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 - 5.062 \cdot 10^{-3} \cdot T + 0.0789) \cdot e^{0.549 \cdot \text{DAS}} \\ & - 1.313 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 + 2.412 \cdot T + 0.117 \end{aligned} \quad (1.5)$$

$$\begin{aligned} \dot{R}_a = & (9.670 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 - 4.363 \cdot 10^{-4} \cdot T + 8.089 \cdot 10^{-3}) \cdot e^{0.549 \cdot \text{DAS}} \\ & + 0.027 \cdot T^2 + 5.108 \cdot T - 30.732 \end{aligned} \quad (1.6)$$

De plus, une étude antérieure de Jung et al. (2014) présentée à la Figure 1.9, permet de constater que le taux d'émission de CO₂ provenant du substrat est considérable, mais légèrement plus faible par rapport à celui des fruits et est croissant dans le temps pour la majorité de la durée de l'essai. Il est donc important de comprendre l'impact de ces facteurs sur le bilan total des émissions de CO₂ d'une champignonnière. Il est également à noter que les résultats présentés à la Figure 1.9 sont des émissions de CO₂ par unité de masse de substrat et de champignons, une unité fonctionnelle utile dans un contexte de production.

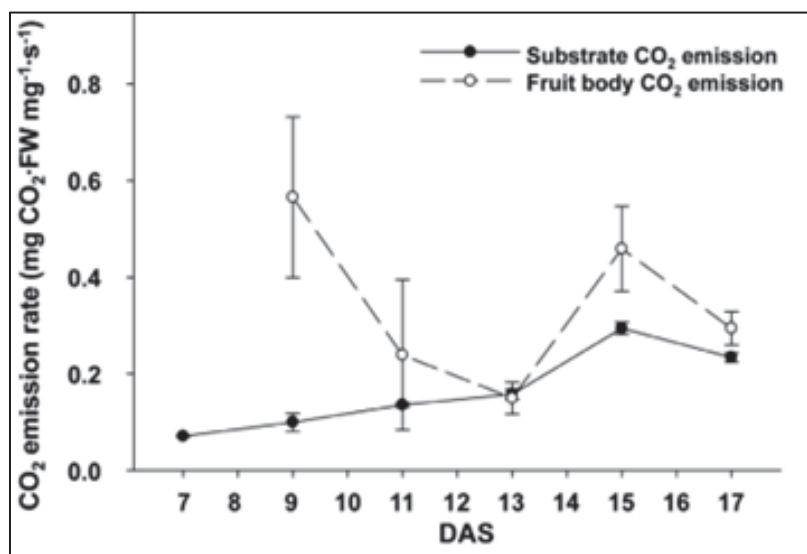


Figure 1.9 Taux d'émission de CO₂ par gramme de substrat et de champignons

Tirée de Jung et al. (2014)

Le modèle numérique d'émission de CO₂ de Jung (2016) est intéressant par sa simplicité, puisque peu d'intrants sont nécessaires pour l'utiliser : simplement la température et le nombre de jours suivant le début du cycle. C'est un modèle empirique, fondé sur des équations biologiques, ce qui le rend plus représentatif de la réalité. Cependant, ce modèle ne peut qu'être précis dans des conditions environnementales définies et pour une variété spécifique de champignons, ce qui limite tout de même son utilisation.

Résultats expérimentaux

Trois études pertinentes, dont l'objectif était de déterminer le taux d'émission de CO₂ par variété de champignons, ont été identifiées dans la littérature scientifique. La Table 1.2 compile les taux d'émission de CO₂ trouvés pour le shiitake et le pleurote. La Table 1.2 fournit des détails sur les paramètres expérimentaux tels que le stade de culture, la variété de champignon, la durée de l'essai, les points de consigne, ainsi que la composition du substrat.

Table 1.2 Résumé des taux d'émission de CO₂ de pleurote et de shiitake issus de la littérature

Variété	Stade de culture	Variété	Taux d'émission de CO ₂ moyen [µg CO ₂ ·s ⁻¹ ·kg _{sub} ⁻¹]	Durée du test [jours]	Points de consignes	Mélange de substrat	Réf.	
Pleurote <i>(Pleurotus)</i>	Incubation	Huître	72,9	14	20-25 °C	mesquite: luzerne 1 : 1	(Hyunja Chung, 2021)	
		Huître	53,5	14	20-25 °C	chêne:soja 1 : 1		
		Huître	33,4	14	20-25 °C	paille:coton 3 : 1		
	Fructification	Panicaud	108,8 @ 18 °C 129,1 @ 21 °C 150,8 @ 24 °C	17	16-25 °C, 85% HR	sciure:épis de maïs:additifs 1 : 1 : 2	(Jung & Son, 2021a)	
	Shiitake <i>(Lentinula edodes)</i>	Incubation	931	32,8	50	24 °C, 80% HR	copeaux de bois:son de blé 4 : 1	(Ou et al., 2020)
Huxiang F2			38,3	50				
Qihe7			35,8	50				
Shengxiang215			35,5	50				
Fructification		931	37,4	23				
		Huxiang F2	24,9	40				
		Qihe7	24,4	40				
		Shengxiang215	19,9	90				

Hyunja Chung (2021) a mené un essai de deux semaines sur une variété de pleurote en huître, en utilisant trois substrats différents au stade d'incubation. La Figure 1.10 présente la somme

cumulée de CO₂ émis. La linéarité des données suggère un taux d'émission de CO₂ relativement stable, légèrement plus lent au début et à la fin de l'essai. Les taux d'émission de CO₂ rapportés par Hyunja Chung (2021), présentés dans la Table 1.2, correspondent à la moyenne sur 14 jours pour chaque essai, avec une masse de substrat humide de 1,26 kg par unité expérimentale. Les résultats montrent que le substrat MA (chêne-soja) présente le taux d'émission de CO₂ le plus élevé, suivi du substrat OS (mesquite-luzerne), tandis que le substrat SC (paille-coton) présente les émissions les plus faibles. Cette différence indique que la composition du substrat influence fortement l'intensité de la respiration durant la phase d'incubation.

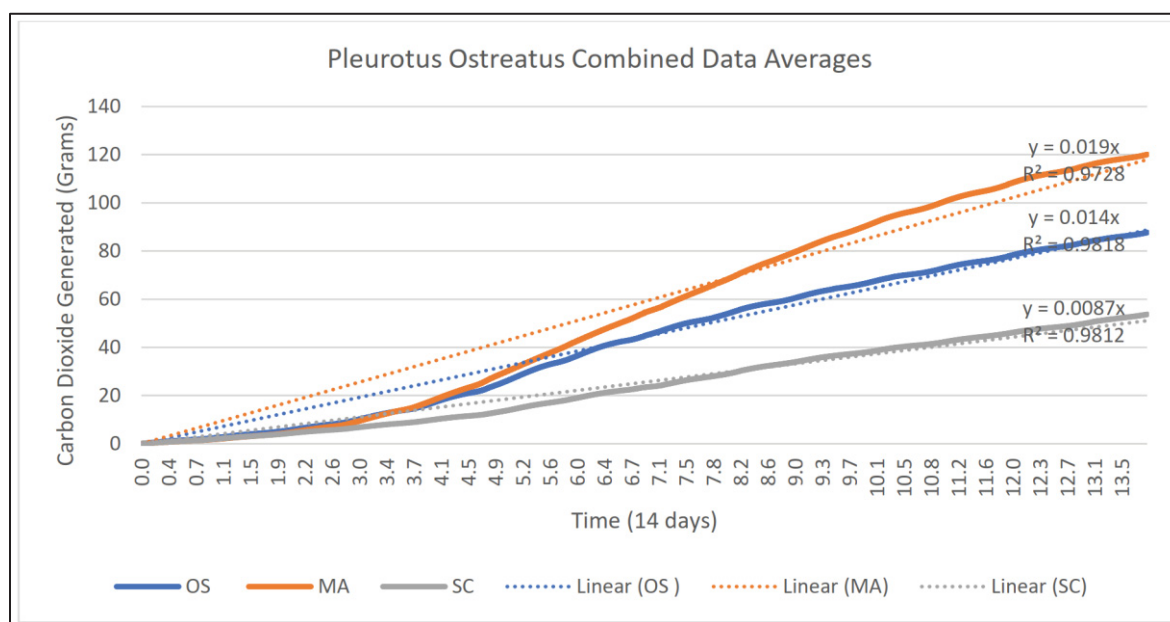


Figure 1.10 Cumulation de CO₂ émis sur 14 jours par trois mélanges de substrat de pleurote en huître : OS - mesquite:luzerne; MA - chêne:soja; SC - paille:coton en incubation

Tirée de Hyunja Chung (2021)

Les résultats relatifs au taux d'émission de CO₂ du pleurote lors de la fructification proviennent du modèle numérique élaboré par Jung & Son (2021a). Ces résultats représentent la moyenne des taux d'émission de CO₂ quotidiens à trois températures (18 °C, 21 °C et 24 °C) sur toute la durée de l'essai (17 jours).

Enfin, les résultats expérimentaux concernant la production de shiitake proviennent de l'étude menée par Ou et al. (2020), qui a analysé le taux d'émission de CO₂ de quatre variétés de shiitake tout au long de leur cycle de production, soit l'incubation et la fructification, en utilisant le même substrat et les mêmes conditions environnementales pour chaque essai. *Qihe 7* et *HuxiangF2* sont considérées comme des variétés adaptées à des températures moyennes-basses (16-18 °C) : *Shengxiang215* est considérée comme une variété adaptée à des températures moyennes-hautes (18-21 °C) et *931* est considérée comme une variété adaptée à des températures élevées (21-27 °C). Comme le montre la Figure 1.11, le taux d'émission de CO₂ augmente de manière exponentielle au cours des dix premiers jours d'incubation. Par la suite, le taux d'émission de CO₂ reste relativement stable jusqu'à la fin de l'incubation, au jour 50, à l'exception de *Shengxiang215* dont le taux augmente rapidement avant de chuter. On observe ensuite une diminution du taux d'émission pour la majorité des variétés, sauf pour la variété *931*, qui reste stable tout au long de son cycle de fructification à partir d'environ 10 jours. Le taux d'émission de CO₂ présenté dans la Table 1.2 représente la moyenne des émissions de CO₂ accumulées à chaque stade de la culture.

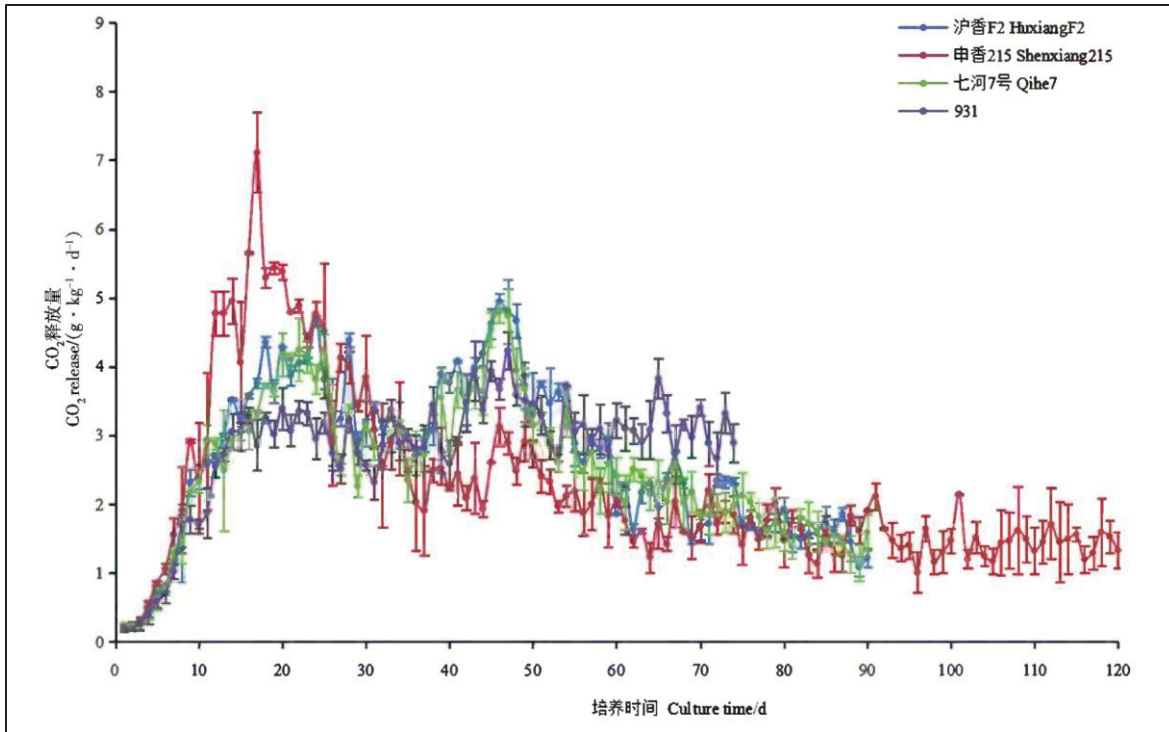


Figure 1.11 CO₂ émis lors des phases d'incubation et de fructification d'une culture de shiitake

Tirée de Ou et al. (2020)

1.2.3.2 Échanges thermiques du substrat de champignon

Un seul modèle d'échanges thermiques a été identifié pour le stade d'incubation de la culture de champignons, et aucun pour le stade de fructification. Koncsag & Kirwan (2010) ont déterminé expérimentalement un taux d'échange thermique par unité de masse de substrat pour la production de pleurotes sur paille. Le flux d'échange thermique, qui s'est avéré de 7,08 W/kg, a été calculé à l'aide de l'Équation (1.7).

$$H = (E_o - E_i) + \frac{dS}{dt} + (K \cdot dT) \quad (1.7)$$

Où,

H est le flux d'échange thermique [W]

E_o et E_i sont les flux thermiques d'alimentation et d'évacuation du système de ventilation [W];

K est la conductivité thermique des murs [$W \cdot ^\circ C^{-1}$];

S est la sommation de l'énergie thermique accumulée dans les matériaux [J].

Pour la fructification, l'information la plus pertinente a été trouvée dans le bilan thermique sensible d'une ferme de champignons en environnement contrôlé réalisé par Han et al. (2009). Han et al. (2009) utilisent la chaleur générée par la respiration des champignons à la suite de la récolte comme indicateur de la chaleur produite par ces champignons. Ces données, développées dans un contexte de conservation des aliments, ont été partagées par Cantwell & Suslow (2002) et leur ont permis de développer la régression présentée à l'Équation (1.8).

$$Y = 38.091 \cdot t_{in} - 10,370 \quad (1.8)$$

Où,

Y est la chaleur procurée par la respiration de champignons [$W \cdot \text{tonne}^{-1}$];

t_{in} est la température intérieure [K].

L'Équation (1.7) ne considère que l'échange thermique du champignon à la suite de la récolte, et non pas celui lié au métabolisme du mycélium et, par conséquent, du substrat. Cependant, selon Cotter (2014), durant leur croissance, les champignons dégagent principalement de la chaleur pendant le cycle d'incubation. Durant ce stade de croissance, le mycélium se propage et libère des enzymes qui brisent les molécules du substrat sous forme digestible. Ce processus de production de chaleur s'appelle la thermogenèse. Il existe donc une lacune dans la littérature concernant le bilan thermique des champignons, tant en incubation qu'en fructification.

L'Équation (1.9) développée par Han et al. (2009) présente un bilan thermique en mode chauffage d'une ferme de champignons, dans un environnement contrôlé, sans gains solaires ni gains internes liés aux équipements. Selon Han et al. (2009), l'énergie latente d'évaporation

peut être négligée puisque les champignonnières opèrent avec un air presque saturé d'humidité (80-100 % HR). L'Équation (1.9) représente donc un bilan thermique sensible.

Cependant, pour connaître la consommation d'énergie totale de la salle de culture, il est nécessaire de réaliser un bilan thermique latent afin de prendre en compte l'apport en humidité provenant de l'air extérieur et des infiltrations.

$$\dot{Q}_{sub} + \dot{Q}_{hvac} = \dot{Q}_{env} + \dot{Q}_f + \dot{Q}_{RA} + \dot{Q}_{inf} \quad (1.9)$$

Où,

$\dot{Q}_{sub}$ est la chaleur générée par le substrat de champignons [W];

$\dot{Q}_{hvac}$ est l'apport de chaleur par chauffage [W];

$\dot{Q}_{inf}$ est la perte de chaleur par infiltration [W];

$\dot{Q}_{env}$ est la perte de chaleur par les murs et la toiture [W];

$\dot{Q}_f$ est la perte de chaleur par le plancher [W];

$\dot{Q}_{RA}$ est la perte de chaleur par l'évacuation d'air [W].

1.3 Culture de légume-feuilles en environnement contrôlé

Cette section présente la culture de légumes-feuilles en environnement contrôlé dans une optique de synergie avec les champignons. Elle débute par une description du processus de culture et un survol de l'activité végétale, essentiels pour comprendre les paramètres de production et les modèles numériques utilisés pour modéliser la synergie champignons-plantes. Cette section traitera particulièrement des plants de laitue, étant donné que c'est la variété qui a été choisie dans tous les essais de synergie entre champignons et plantes.

1.3.1 Processus de culture de légumes-feuilles en environnement contrôlé

Le développement des technologies de culture en environnement contrôlé a notamment été motivé par la pression liée à une demande croissante de méthodes de culture minimisant la consommation de ressources et l'impact sur l'environnement (Kozai, 2018). Ces fermes verticales sous éclairage artificiel (PFAL) se concentrent présentement sur la culture hydroponique ou aéroponique de fruits et légumes de petit format, tels que la laitue, les fines herbes et les fraises.

Le processus de production de légumes-feuilles en environnement contrôlé implique la préparation des semences, la germination, la transplantation des jeunes plants ainsi que la récolte des feuilles lorsque mûres. Ce processus implique aussi la création d'un environnement contrôlé avec des conditions optimales de température, d'humidité, de concentration en CO₂, et d'éclairage, tout comme la gestion des nutriments et la surveillance et la lutte contre les maladies et les parasites. Ce processus permet aux producteurs de cultiver des laitues de haute qualité tout au long de l'année, en optimisant les conditions de croissance et en minimisant les risques de pertes de récolte en champ (Kozai et al., 2015).

1.3.2 Activité végétale

Il y a trois phénomènes biologiques d'interaction entre la plante et son environnement, soit : la photosynthèse, la respiration et la transpiration. Ces phénomènes provoquent un échange de masse en plus d'affecter les échanges thermiques entre la plante et son environnement (Talbot, 2019).

1.3.2.1 Photosynthèse

La photosynthèse est un phénomène responsable de la croissance des plantes et se produit durant la photopériode, c'est-à-dire lorsqu'il y a de l'éclairage naturel ou artificiel. La plante absorbe le CO₂ par les stomates situés à la surface des feuilles et capte de l'eau par les racines,

ce qui permet de fixer le carbone et de produire les glucides nécessaires au développement de la plante. Lors de la production de glucides, de l'oxygène et de la vapeur d'eau sont évacués dans l'air intérieur par les stomates. L'absorption de CO₂ est réduite dans les quatre conditions listées ci-dessous (Kozai, Niu, & Takagaki, 2015) :

- Faible luminosité;
- Apport en eau insuffisant par les racines;
- Perte élevée en eau par transpiration (température élevée);
- Concentration en CO₂ trop élevée ou trop faible

1.3.2.2 Respiration

La respiration est un phénomène qui se produit pendant la période obscure, où la plante transforme le glucose en énergie en absorbant de l'oxygène. Lors de ce processus, la plante rejette dans l'air du CO₂ et de la vapeur d'eau.

1.3.2.3 Transpiration

La transpiration est le phénomène de diffusion de la vapeur d'eau des stomates de la plante vers l'environnement. Ce phénomène d'apport en eau est nécessaire tant à la photosynthèse qu'à la respiration.

1.3.3 Paramètres de production

Les environnements de culture de laitues, tels que les *plant factories*, sont de plus en plus efficaces et productifs, et peuvent être contrôlés avec précision. Ces espaces régularisent la température, la différence de pression de vapeur (VPD), le CO₂ et l'éclairage, tout en assurant un apport d'air extérieur minimal (Kozai, Niu, & Takagaki, 2019).

1.3.3.1 Température

Bien que la laitue soit reconnue comme une culture à faible exigence thermique, elle est généralement cultivée à des températures de 10 à 25 °C pendant la photopériode et de 7 à 10 °C pendant la période d'obscurité (Castilla, 2004). Celle-ci présente une productivité plus élevée à des températures plus élevées (Thompson, Langhans, Both, & Albright, 1998). La température optimale de l'air pour la culture de la laitue est influencée par d'autres conditions de croissance, dont l'éclairage. Carotti et al. (2021) démontrent que 24 °C est la température optimale pour maximiser la masse des plants avec des intensités d'éclairage de 200, 400 et 750 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ à 1 200 ppm de CO_2 tel que présenté à la Figure 1.12.

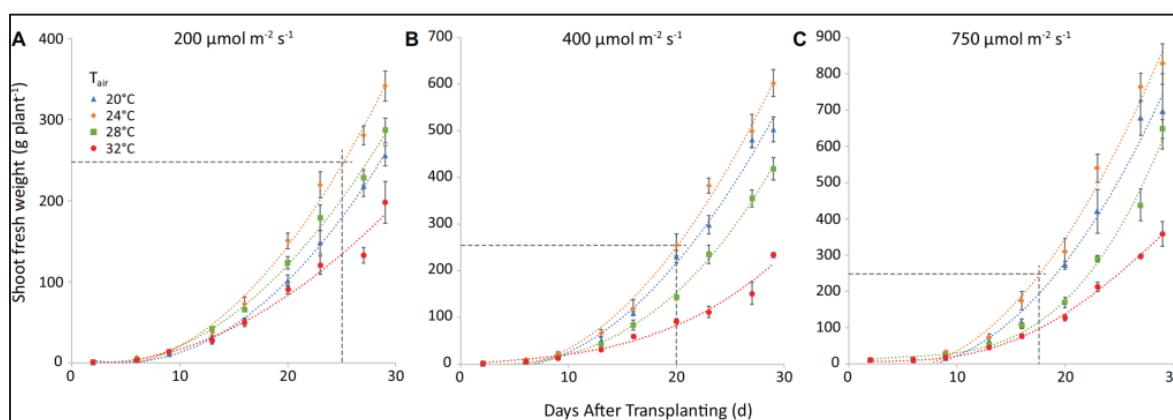


Figure 1.12 Le poids frais des plants (g plant^{-1}) à une température des racines de 28 °C, à des intensités lumineuses de (A) 200, (B) 400 et (C) 750 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$

Tirée de Carotti et al. (2021)

Il est important de maintenir la température au niveau des racines autant que dans l'air. La température optimale des racines varie en fonction de la température de l'air (Yamori, Levine, Mattson, & Yamori, 2022), mais Carotti et al. (2021) soutiennent que la température des racines idéale est de 28 °C sous de nombreuses conditions, mais la température de l'eau d'irrigation peut être égale à la température de l'air lorsque cette dernière est de 24 °C pour simplifier les installations. Cependant, comme le présente la Figure 1.13, une température de

racines extrême (température de l'air de moins de 20 °C ou de plus de 30 °C) a un impact considérable sur le développement des plants.

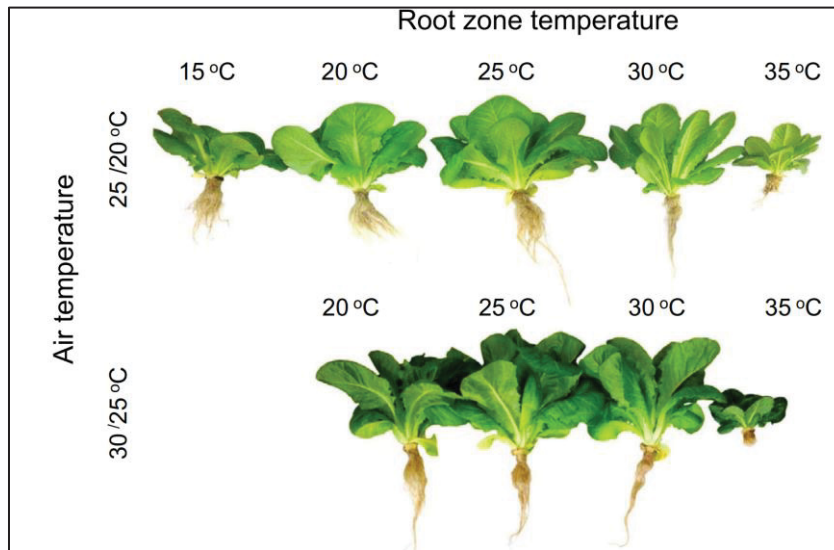


Figure 1.13 Laitue (*Lactuca sativa*) cultivée sous différentes températures d'air avec une photopériode de 14 h et températures de racines pendant 5 semaines

Tirée de Yamori et al. (2022)

1.3.3.2 Humidité relative et déficit de pression de vapeur (VPD)

Lorsqu'il s'agit d'évaluer l'humidité de l'air, le taux d'humidité relative (HR) est généralement utilisé. Toutefois, cette mesure ne renseigne pas directement sur la force motrice de la transpiration et de l'évaporation. C'est là que le déficit de pression de vapeur (VPD) intervient. Le VPD représente la différence entre la quantité d'humidité réelle de l'air et la quantité d'humidité maximale que l'air peut contenir à la même température. Les taux de transpiration et d'évaporation sont directement liés au VPD : plus le VPD est élevé, plus la transpiration et l'évaporation augmentent. En environnement contrôlé, maintenir un VPD adéquat est crucial. Un VPD trop faible peut inhiber la transpiration et entraîner la condensation, tandis qu'un VPD élevé peut entraîner une augmentation de la consommation d'eau par la plante. Dans un environnement de culture en environnement contrôlé, le VPD idéal se situe généralement entre

0,8 kPa et 0,95 kPa, avec une valeur optimale d'environ 0,85 kPa (T. Kozai et al., 2015), par exemple pour un climat intérieur de 23 °C et 70 % HR.

Il est essentiel de comprendre le concept du déficit de pression de vapeur (VPD) car, bien que les champignons en phase d'incubation puissent être cultivés dans des conditions environnementales avec un VPD comprise entre 0,8 et 0,95 kPa, les champignons en phase de fructification nécessitent un VPD beaucoup plus bas, pouvant atteindre 0,1 kPa pour une température de l'air de 18 °C et une humidité relative de 95 % (Jung & Son, 2021b). Cela signifie que, en fonction des paramètres de contrôle propres aux différents environnements de culture, il y aura un impact énergétique, soulignant ainsi l'importance de développer non seulement un modèle de quantification du CO₂ émis, mais également un modèle d'optimisation de la gestion de l'humidité et de l'énergie globale.

1.3.3.3 Concentration de CO₂

L'enrichissement en dioxyde de carbone (CO₂) influence directement la physiologie des plantes, notamment en augmentant la résistance stomatique et l'efficacité d'utilisation de l'eau (Ainsworth & Rogers, 2007). Cet effet est amplifié à température élevée, puisque la solubilité du CO₂ diminue avec la température (Long, 1991). Pour la laitue, il permet d'accroître la vitesse de croissance de 35 % et la biomasse de 68 % (Kozai et al., 2015), à condition que la distribution de l'air assure une concentration uniforme dans la canopée (Ahmed et al., 2022; Ahmed, Yu-Xin, & Qi-Chang, 2020) comme présenté à la Figure 1.14. Dans les PFAL, cette optimisation devient essentielle : le CO₂ agit comme un intrant horticole majeur dont la concentration doit être maintenue autour du seuil optimal ($\approx 1\,000 \sim 1\,500$ ppm) pour soutenir la photosynthèse, la croissance foliaire et la qualité des récoltes (Espitia et al., 2025).

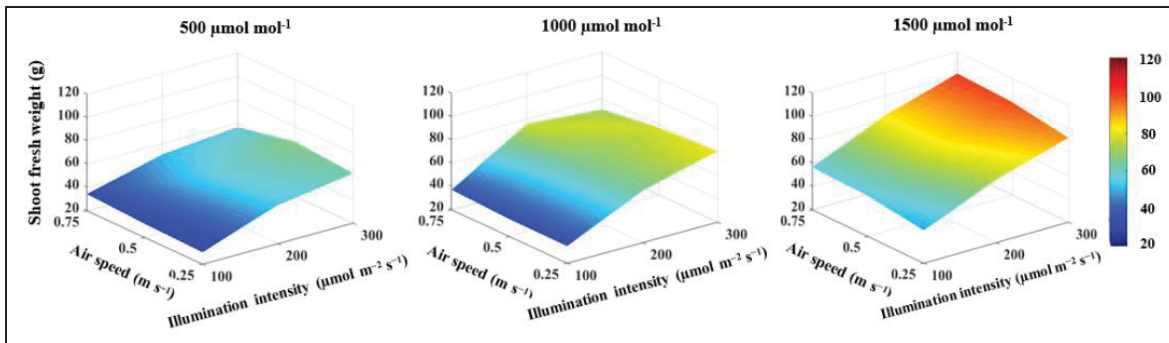


Figure 1.14 Effet de la concentration de CO₂, de l'intensité d'éclairage et de la vitesse de l'air sur la masse d'un plant de laitue

Tirée de Ahmed et al. (2022)

Toutefois, ce contrôle précis s'accompagne d'un coût en énergie et matériel élevé. Dans les PFAL, la moindre perte de CO₂ par ventilation, par exemple lors de stratégies de refroidissement par air extérieur (*free cooling*), dilue le CO₂ et augmente les coûts d'injection de CO₂, ce qui rend ces approches souvent non rentables (Eaton, Shelford, Cole, & Mattson, 2023; Song, Liu, Pan, Cheng, & Meng, 2023). Engler & Krarti (2021) montre que l'efficacité physiologique d'un tel enrichissement repose sur l'équilibre entre l'éclairage, la température, l'humidité et le CO₂, ce dernier devenant fréquemment le facteur limitant lorsque l'intensité de l'éclairage artificiel dépasse 200 µmol·m⁻²·s⁻¹. Ainsi, les approches d'enrichissement conventionnelles visent à ajuster non seulement la concentration, mais aussi la distribution spatiale et temporelle du CO₂ dans la canopée (Espitia et al., 2025; Li et al., 2018).

Dans un contexte de synergie avec des champignons, Stamets (2000) propose une concentration maximale de CO₂ de 2 000 ppm en fructification pour la culture du shiitake et du pleurote, ce qui concorde parfaitement avec un haut taux d'enrichissement en CO₂ d'une production de laitues.

1.3.3.4 Éclairage

La croissance des plantes est également influencée par l'intensité lumineuse (irradiance). En environnement contrôlé, le *Photosynthetic Photon Flux Density* (PPFD) est utilisé pour représenter l'intensité lumineuse par unité de temps, mesurée en micromoles par seconde ($\mu\text{mol}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$). L'intégrale lumineuse quotidienne (DLI), également appelée flux de photons photosynthétiques quotidiens, est un paramètre essentiel qui mesure la quantité totale de lumière disponible pour les plantes sur une période de 24 heures (Kozai et al., 2015).

Un PPFD moyen de 100 à 300 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, avec une photopériode de 10 à 18 heures, est recommandé pour la plupart des légumes-feuilles cultivés en environnement contrôlé. Un PPFD inférieur à 100 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ peut entraîner un étirement excessif des plantes ou une forme inappropriée. Un PPFD supérieur à 300 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ favorise la croissance de la plupart des plantes, mais accroît les coûts initiaux de l'équipement d'éclairage et peut ne pas être économiquement réalisable (Ward, Jans-Singh, & Choudhary, 2018). Selon Ward et al. (2018), un DLI minimal est recommandé pour différentes cultures. Par exemple, un DLI de 12 à 17 $\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$ est recommandé pour la laitue et les cultures à feuilles.

La *Photosynthetically Active Radiation* (PAR), ou Radiation Photosynthétiquement Active en français, correspond à la plage de longueurs d'onde de la lumière utilisée par les plantes pour la photosynthèse. Cette plage est généralement définie entre 400 et 700 nanomètres (nm). Certaines longueurs d'onde sont plus favorables à la photosynthèse, tandis que d'autres favorisent l'accumulation de métabolites secondaires ou la régulation des caractéristiques morphologiques des plantes. Par exemple, les lumières UV (moins de 400 nm) et bleues (400-500 nm) sont efficaces pour stimuler la production de métabolites secondaires, tandis que la lumière rouge (600-700 nm) favorise la photosynthèse. Le rapport entre la lumière infrarouge lointaine et la lumière rouge a un impact sur la floraison et la croissance des tiges et des feuilles. De plus, la lumière verte (500-570 nm) peut être utilisée pour favoriser un couvert dense de plantes aux feuilles de couleur similaire. L'utilisation d'un mélange de lumières bleues et

rouges ou d'une lumière blanchâtre équilibrée peut convenir à la plupart des légumes sans poser de problème majeur, mais toutes les couleurs de lumière ont leur importance pour le développement optimal des plantes (Ward et al., 2018).

1.3.4 Modèles numériques : les légumes-feuilles

Au même titre que les modèles numériques de la production de champignons permettent d'estimer le taux d'émission de CO₂ et les échanges thermiques dans l'air, les modèles numériques de légumes-feuille permettent d'estimer leur taux de captation de CO₂ lors de la photosynthèse et les échanges thermiques liés à la production de plantes. Ces modèles sont donc essentiels pour estimer le potentiel de CO₂ et d'économie d'énergie d'une synergie entre légumes-feuilles et champignons.

1.3.4.1 Modèle de photosynthèse

Le modèle de photosynthèse permet de quantifier la quantité de CO₂ captée par les plants de légumes-feuilles pendant leur photopériode. Ce taux de photosynthèse est nécessaire à l'élaboration du bilan de CO₂ qui permet d'estimer la quantité de CO₂ consommée par les plantes qui doit être comblée par un apport en CO₂, provenant de l'air extérieur, d'une injection de CO₂ ou d'un échange avec les champignons pour équilibrer le bilan de CO₂ de la salle de culture.

Un modèle de photosynthèse de feuilles couramment utilisé est le modèle biochimique FvCB (Farquhar, Caemmerer, & Berry, 1980; Farquhar & von Caemmerer, 1982). Ce modèle a, entre autres, été repris par Vanthoor, Stanghellini, Van Henten, & De Visser (2011) afin de représenter la photosynthèse dans un contexte de serre, ainsi que par Wang, Lu, Tong, & Yang (2016) pour la culture de laitues en environnement contrôlé. Le modèle de photosynthèse FvCB représente les électrons qui réagissent à l'éclairage reçu par les feuilles des plantes. Plusieurs processus biochimiques sont pris en compte dans ce modèle de photosynthèse et sont

influencés par l'éclairage, la température et la concentration de CO_2 dans l'air, tels que décrits dans l'Équation (1.10).

$$MC_{photo} = m_{co2} h_g (\dot{P} - \dot{R}_p) \frac{LA}{V} \quad (1.10)$$

où :

MC_{photo} est le débit massique de CO_2 par volume d'air absorbé par la plante lors de la photosynthèse [$kg_{co2} \cdot s^{-1} \cdot m_{air}^{-3}$];

m_{CO2} est la masse molaire du CO_2 [$kg \cdot \mu mol^{-1}$];

h_g est un facteur représentant une limite de stockage de glucides;

$\dot{P}$ est le taux de photosynthèse brute [$\mu mol(CO_2) \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$];

$\dot{R}_p$ est le taux de respiration [$\mu mol(CO_2) \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$];

LA est la superficie des feuilles [m^2];

V est le volume de la salle de culture [m^3].

Tel que schématisé par la Figure 1.15, le taux de photosynthèse net (P_{net}) est la soustraction entre le taux de photosynthèse brute (P) et le taux de respiration (R) de la plante.

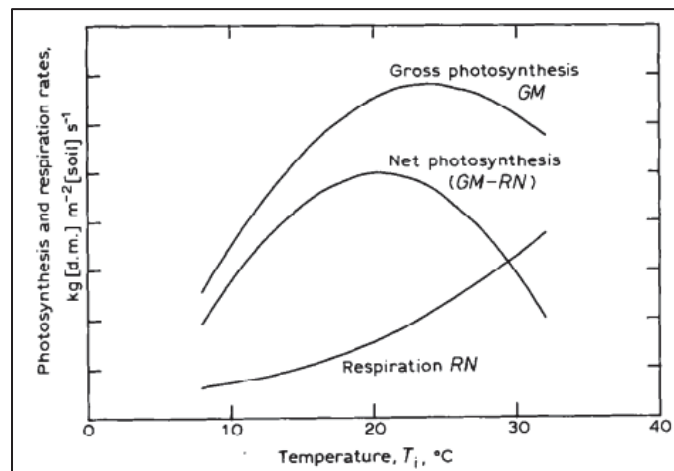


Figure 1.15 Taux de photosynthèse brute, net et respiration d'une production de laitues
Tirée de Seginer, Shina, Albright, & Marsh (1991)

La valeur P_{net} étant propre à chaque variété cultivée, un modèle pour la laitue a été développé par Jung et al. (2016), dont la forme de l'équation est fondée sur l'équation de photosynthèse de Thornley (1974). Plusieurs variables ont alors été déterminées statistiquement à l'aide d'essais afin d'obtenir l'Équation (1.11).

Bien que cette équation soit simple d'utilisation, elle est limitée à des conditions environnementales bien précises, soit une température intérieure de 24 °C, humidité relative de 75 %, intensité d'éclairage de 200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ avec un ratio de couleur d'éclairage RBW de 8 : 1 : 1.

$$\dot{P}_{net} = \frac{21.812 \cdot e^{-0.057 \cdot DAT} \cdot e^{-0.050 \cdot DAT} \cdot CO_2}{57.4 \cdot e^{-0.057 \cdot DAT} + 0.380 \cdot e^{-0.050 \cdot DAT} \cdot CO_2} - 18.608 \cdot e^{-0.056 \cdot DAT} \quad (1.11)$$

Où :

$\dot{P}_{net}$ est le taux net de photosynthèse [$\mu\text{mol}(CO_2) \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$];

DAT est le nombre de jours après la transplantation;

CO_2 est la concentration de CO_2 dans l'air [$\mu\text{mol} \cdot \mu\text{mol}^{-1}$].

1.3.4.2 Modèle d'échanges thermiques

Afin de bien représenter l'impact énergétique des légumes-feuilles lors de la synergie, il est nécessaire d'utiliser un modèle numérique qui considère autant les échanges thermiques latents que sensibles.

Les échanges thermiques entre les plantes et leur environnement impliquent plusieurs processus énergétiques tels que la radiation, la convection, la conduction et l'échange d'énergie latente. L'interaction entre la plante et l'environnement est au niveau des feuilles et peut être décrite avec le bilan thermique de l'Équation (1.12) et schématisé à la Figure 1.16.

$$q''_{sol} + q''_{SW} + q''_{LWX} - q''_{ST} - q''_{morph} - q''_{conv} - q''_{latent} = 0 \quad (1.12)$$

Où,

q''_{sol} est le flux de rayonnement solaire absorbé par les cultures [$W \cdot m^2_{cultivée}$];

q''_{SW} est le flux de rayonnement à ondes courtes des lumières absorbé par les cultures [$W \cdot m^2_{cultivée}$];

q''_{LWX} est le flux net de rayonnement à ondes longues échangé entre les surfaces [$W \cdot m^2_{cultivée}$];

q''_{st} et q''_{morph} sont les flux stockés dans les feuilles, les tiges et les fruits ou utilisés pour la photosynthèse, respectivement [$W \cdot m^2_{cultivée}$];

q''_{conv} est le flux d'échange convectif avec l'air intérieur, qui peut provoquer l'effet de refroidissement de la culture [$W \cdot m^2_{cultivée}$];

q''_{latent} est le flux d'échange latent avec l'air intérieur, principalement par la transpiration des feuilles [$W \cdot m^2_{cultivée}$].

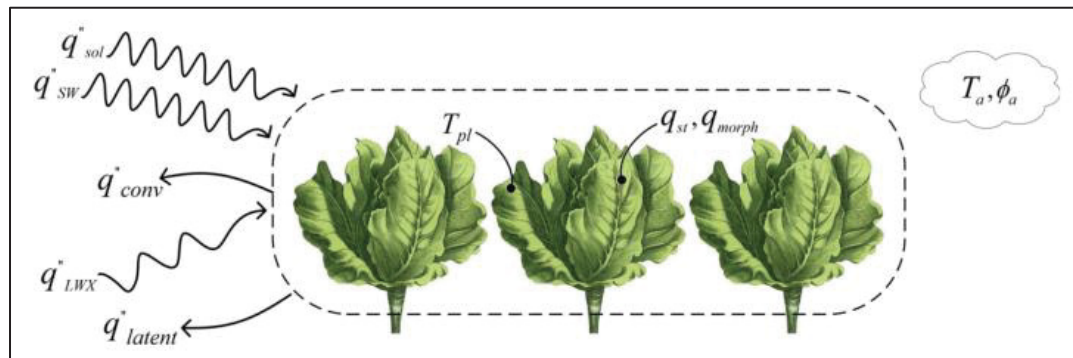


Figure 1.16 Bilan thermique de plants de laitues

Tirée de Talbot & Monfet (2020)

Plusieurs modèles énergétiques ont été développés pour des serres (Benis, Reinhart, & Ferrão, 2017; Ward, Choudhary, Cundy, Johnson, & Mcrobie, 2015) et en environnement contrôlé avec uniquement de l'éclairage artificiel (Graamans, Dobbelsteen, Meinen, & Stanghellini,

2017; Talbot & Monfet, 2020). Généralement, les modèles recourent à des simplifications ou négligent certains flux d'échange thermique en fonction de l'objectif d'utilisation.

Certains modèles peuvent être directement utilisés dans un modèle énergétique de bâtiment pour estimer de manière holistique les charges de chauffage et de climatisation. C'est entre autre le cas de Ward et al. (2015) et Talbot & Monfet (2020) où cette dernière a implantée le modèle de plantes dans TRNSYS afin de prédire avec précision l'impact de plants de laitues sur les charges thermiques d'un bâtiment.

1.4 Constats

La revue de la littérature a mis en lumière plusieurs lacunes dans les connaissances sur les échanges de CO₂ et les flux thermiques dans la production de champignons, ainsi que sur le potentiel de synergie avec les cultures de légumes-feuilles en environnement contrôlé.

Production de champignons

Pour les champignons, la littérature demeure limitée. Un seul modèle numérique d'émission de CO₂ a été recensé, soit celui de Jung & Son (2021b) portant sur le pleurote en phase de fructification. Ce modèle ne considère pas la phase d'incubation, pourtant presque aussi longue et énergétiquement significative que la fructification (Stamets, 2000). Le développement d'un modèle expérimental supplémentaire couvrant cette phase constituerait donc une contribution intéressante à la compréhension des émissions de CO₂ liées à la production de champignons.

Quelques études récentes présentent des valeurs moyennes d'émission de CO₂ de manière empirique, notamment pour le pleurote (Hyunja Chung, 2021) et le shiitake (Ou et al., 2020). Ces travaux ont été réalisés à 24 °C, alors que le shiitake peut croître à des températures plus basses, telles que 21 °C (Ou et al., 2020; Stamets, 2000), plus compatibles avec une synergie dans un environnement de culture de légumes-feuilles, souvent sujet à la surchauffe (Talbot & Monfet, 2020). Les études existantes se limitent également à des variétés uniques, alors qu'en

contexte commercial, les salles d'incubation abritent souvent plusieurs variétés simultanément. Aucune donnée ne décrit encore le taux global d'émission de CO₂ d'une salle mixte, pourtant représentatif d'une exploitation réelle (Stamets, 2000).

Sur le plan thermique lors de la culture de champignons, une seule référence (Koncsag & Kirwan, 2010) fournit une valeur moyenne d'échange de chaleur pour le pleurote sur substrat de paille, non nécessairement applicable au shiitake, dont l'activité métabolique et les conditions climatiques diffèrent.

Ces constats révèlent l'intérêt de mener une étude afin d'obtenir des données expérimentales complétant les modèles et données existants, spécifiques à une variété et pour chaque phase de croissance, et reflétant les conditions commerciales de production de champignons.

Production de légumes-feuilles et potentiel de synergie

La production de légumes-feuilles en environnement contrôlé, notamment la laitue, est bien documentée. De nombreux modèles de photosynthèse et d'échanges thermiques relient la croissance des plantes à la concentration de CO₂, à la température et à l'intensité lumineuse (Jung et al., 2016). Ces cultures consomment du CO₂ pendant la majeure partie de leur cycle et produisent une quantité importante de chaleur provenant des luminaires et des équipements (Talbot & Monfet, 2020).

Les rares études portant sur la synergie champignons-légumes-feuilles se sont concentrées sur la phase de fructification et sur les échanges de CO₂, sans inclure l'incubation ni les échanges thermiques (Jung et al., 2014; Jung & Son, 2021b; Kitaya et al., 1994). Ces manques limitent la compréhension du potentiel réel d'échanges de CO₂ et thermiques entre les deux productions commerciales. Ces deux études présentent toutefois des constats importants : le rapport entre champignons et plantes est un facteur clé pour une synergie optimale, et le contrôle de l'échange d'air entre les deux espaces de culture gagne à être automatisé.

Potentiel de recherche

Ces constats soutiennent la pertinence de la mise en place d'un cadre expérimental et numérique intégré pour quantifier et modéliser les échanges de CO₂ et thermiques entre champignons et légumes-feuilles en environnement contrôlé afin de :

- Combler un manque de données expérimentales sur les flux de CO₂ et de chaleur des champignons, surtout en incubation;
- Créer une méthodologie pour modéliser les échanges de CO₂ et thermiques entre ces deux cultures dans une production en environnement contrôlé;
- Développer des modules de simulation de l'échange de CO₂ et thermiques entre ces deux cultures.

Les différents constats issus de la littérature appuient les objectifs de recherche détaillés au chapitre 2.

CHAPITRE 2

APPROCHE MÉTHODOLOGIQUE

Ce projet de recherche vise à évaluer le potentiel de réduction de la consommation de CO₂ injectée dans un PFAL, ainsi que de la consommation d'énergie d'une ferme de champignons et d'un PFAL. Cette réduction est évaluée dans un contexte où l'interconnexion des espaces de culture par une boucle d'air permet de valoriser le CO₂ émis lors de la respiration des champignons et les excès thermiques du PFAL. Pour ce faire, une méthodologie de modélisation a été développée, reposant sur quatre modèles numériques et trois modules de simulation interreliés, résolus séquentiellement. Le projet de recherche est segmenté en deux chapitres, chacun rédigé au format d'article scientifique. Un sommaire des articles est présenté aux sections 2.1 et **Error! Reference source not found.**, tandis que la section **Error! Reference source not found.** présente l'intégration globale de l'ensemble des modèles et modules.

2.1 **Article 1 - Modeling Mushrooms' Carbon Dioxide Emission and Heat Exchange Rates for Synergistic Cultivation with Leafy Greens (publié dans *Sustainability*, 2023)**

Le premier article, présenté au chapitre 3, permet de combler, par expérimentation, certaines lacunes de la littérature identifiées au chapitre 1. Il détaille les essais ayant permis de déterminer des taux d'émission de CO₂ et d'échanges thermiques pour une production de champignons au stade d'incubation, ainsi que d'agréger des facteurs moyens de CO₂ et thermiques pour l'incubation et la fructification du shiitake et du pleurote, à partir des données expérimentales et de la littérature. Ces résultats sont transposés en modèles numériques utilisés comme intrants aux modules de synergie présentés au chapitre 4.

Les essais ont été réalisés dans deux types d'installations : un banc de test et une salle d'incubation d'une ferme de champignons commerciale. La méthodologie complète des essais est présentée dans la section 3.2. Les principaux résultats de ces essais permettent d'établir :

- Le taux moyen d'émission de CO₂ par unité de substrat de shiitake dans une salle d'incubation maintenue à 21 °C;
- Le taux moyen d'échange thermique par unité de substrat de shiitake pendant la phase d'incubation;
- Un modèle numérique estimant le taux moyen d'émission de CO₂ en fonction de la température intérieure d'une salle d'incubation commerciale à variétés mixtes (shiitake-pleurote);
- Taux agrégés d'émission de CO₂ et d'échanges thermiques issus de l'étude et de la littérature.

2.2 Article 2 - Circular Approach for Mushroom and Lettuce Production: CO₂ and Heat Exchanges (soumis au journal *Biosystems Engineering*, 2026)

Le deuxième article (chapitre 4) évalue les économies de CO₂ injecté et de consommation d'énergie entre deux scénarios : (1) une production de champignons et de laitues cultivés de manière indépendante, illustrée à la Figure 2.1(a), et (2) les mêmes productions interconnectées par une boucle d'air, comme présenté à la Figure 2.1(b). Cette analyse s'appuie sur trois modules de calcul distincts tels que décrits dans les sections 4.2.2 à 4.2.4.

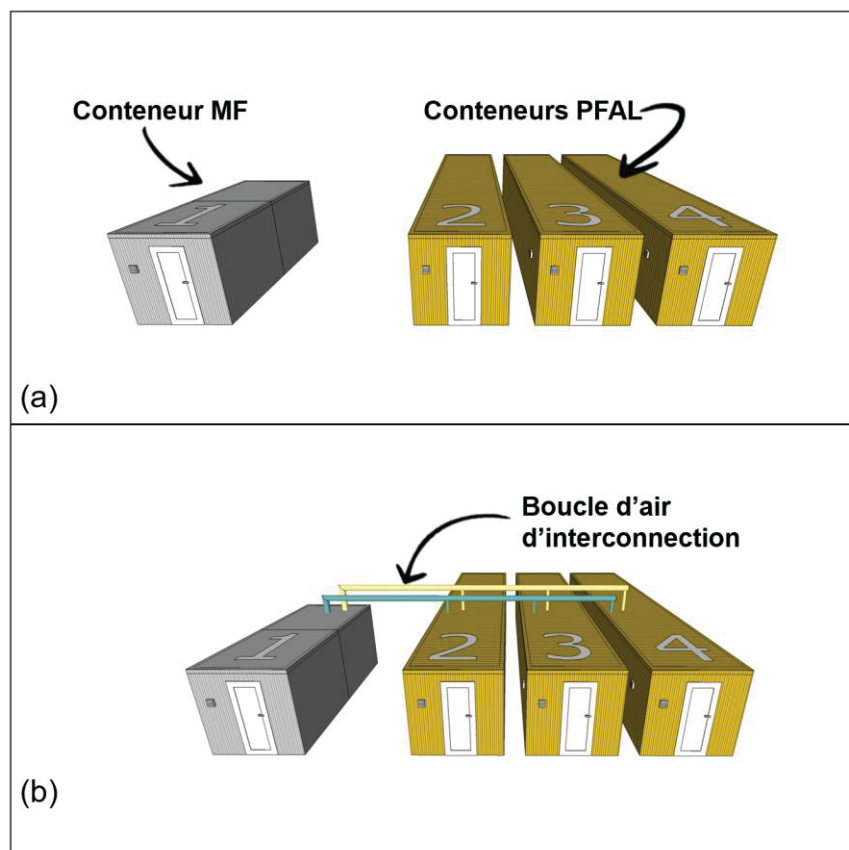


Figure 2.1 Configurations des conteneurs de l'article 2 dans le (a) cas de référence (BC) et le (b) cas circulaire (CC)

Les résultats finaux permettent l'analyse du potentiel d'échange de CO_2 et d'énergie, soit :

- La consommation et l'économie d'énergie [MWh] ;
- La demande de puissance de pointe [kW] ;
- La consommation et l'économie d'injection de CO_2 [kg CO_2].

2.3 Intégration des modèles et modules

La Figure 2.2 illustre la démarche méthodologique reliant les deux articles présentés aux chapitres 3 et 4, rédigés lors de ce travail. Quatre (4) modèles de base (issus de la littérature et

des essais de l'article 1) sont intégrés aux trois (3) modules développés pour l'article 2, soit les modules CO₂, BEM et Agrégation des résultats.

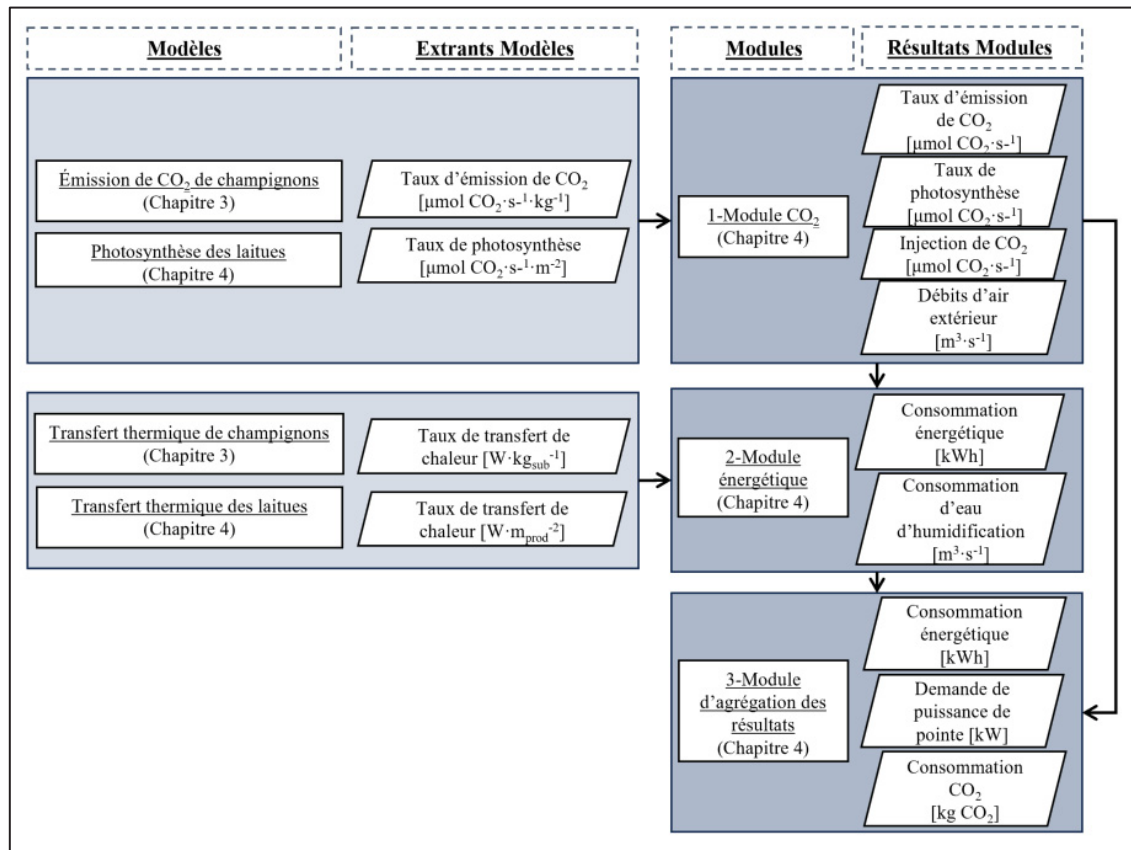


Figure 2.2 Sommaire des modèles et modules de simulation utilisés lors du mémoire

Présentation des modèles :

- **1-Le modèle d'émission de CO₂ des champignons**, développé à la suite de la revue de littérature présentée à la section 1.2 et des essais expérimentaux détaillés au chapitre 3, permet d'établir le taux moyen d'émission de CO₂ d'un espace de culture de champignons en incubation et en fructification, en fonction de la quantité de substrat utilisée.

- **2-Le modèle de photosynthèse des laitues**, modèle numérique issu de la littérature (Jung et al., 2016) et défini par l'Équation (1.11), sert à déterminer le taux moyen de photosynthèse en fonction de la densité de production des plants de laitue.
- **3-Le modèle de transfert thermiques des champignons en incubation**, développé à la suite de la revue de littérature présentée à la section 1.2 et aux essais détaillés au chapitre 3, permet d'estimer les gains thermiques moyens d'une production de shiitake ou de pleurote en incubation.
- **4-Le modèle d'échanges thermiques des laitues**, basé sur un modèle numérique TRNSYS existant (Talbot & Monfet, 2020), évalue les échanges thermiques sensibles et latents d'une production de laitues en fonction de la température intérieure, de l'intensité lumineuse et de la densité de culture.

Présentation des modules :

- 1-Module CO₂ :

Ce module intègre les modèles de CO₂ des champignons et des laitues afin d'établir des bilans permettant d'atteindre l'équilibre, selon la consigne de concentration en CO₂. L'équilibre de concentration de CO₂ au sein du système de synergie des deux productions interconnectées est possible soit :

- Par un apport d'air extérieur dans l'environnement de culture lorsque les émissions de CO₂ issues de la respiration des champignons dépassent la quantité assimilée par la photosynthèse et perdue par dilution de l'air extérieur;
- Par un apport en CO₂ externe sous pression lorsque les émissions respiratoires des champignons ne suffisent pas à maintenir la concentration cible.

Ce module considère des taux d'émission en régime permanent, donc constants dans le temps. Les résultats intermédiaires constituent ensuite l'un des intrants du module BEM (*building energy module*).

- 2-Module énergétique (BEM) :

Ce module utilise l'outil de simulation énergétique *EnergyPlus* afin d'évaluer la consommation d'énergie et la puissance de pointe des espaces de production AEC ainsi que de leurs systèmes de chauffage, de ventilation et de conditionnement de l'air (CVCA). Ce modèle, simulé selon la géolocalisation de Montréal, inclut la géométrie des espaces de culture, les conditions de culture, les taux d'échange thermique des cultures, les débits d'air extérieur déterminés par le modèle CO₂, ainsi que les systèmes CVCA permettant de maintenir les conditions intérieures souhaitées.

- 3-Module d'agrégation des résultats :

Ce module compile et compare les résultats afin d'estimer les économies d'énergie et de CO₂ potentielles, et permet d'évaluer le bénéfice global de la synergie proposée à partir des deux modules précédents.

Ces articles sont présentés dans les chapitres 3 et 4, suivis d'une discussion globale et de la conclusion du mémoire. L'ensemble du travail se conclut par des recommandations et des pistes de recherche futures, visant à approfondir et étendre les résultats obtenus.

CHAPITRE 3

Modeling Mushrooms' Carbon Dioxide Emission and Heat Exchange Rates for Synergistic Cultivation with Leafy Greens

Marc-Antoine Meilleur ^a, Danielle Monfet ^b, Diane Bastien ^c

^a Department of Mechanical Engineering, École de Technologie Supérieure

^b Department of Construction Engineering, École de Technologie Supérieure
1100 Notre-Dame West, Montreal, Québec, Canada H3C 1K3

^c Department of Technology and Innovation, University of Southern Denmark
5230 Odense, Denmark

Paper published in « Sustainability », December 2023

Abstract: The cultivation of mushrooms in controlled environments generates a significant amount of CO₂ as a by-product. This presents opportunities for carbon dioxide (CO₂) enrichment in leafy green production. This study aimed to develop a model for CO₂ emission and heat exchange rates that can be used to support the synergistic cultivation of mushrooms and leafy greens. This was achieved by aggregating data from literature with experimental data gathered in two different testing spaces. The average CO₂ emission and heat exchange rates for shiitake incubated at 21 °C were determined and a CO₂ emission rate model for mixed substrate in incubation was developed based on indoor temperature variations. The results indicated that oyster mushrooms have a notable CO₂ enrichment potential, twice that of shiitake in the incubation stage and five times more in fructification. Additionally, oyster mushrooms released a significant amount of heat during incubation. In contrast, shiitake mushrooms with their minimal heat exchange rate during incubation could offer an energy-efficient option for synergistic cultivation with leafy greens in environments where cooling is required year-round. Moreover, it was observed that the CO₂ emission rate of a full-scale incubation chamber is strongly correlated with indoor temperature. These findings offer

valuable information for modeling the CO₂ emission and heat exchange rates of mushroom and leafy green farms.

Keywords: *mushroom CO₂ emission rate; mushroom heat exchange; CO₂ enrichment; circular economy; sustainable agriculture*

3.1 Introduction

The cultivation of mushrooms can be traced back to as early as 600 BC, starting with wood ear mushrooms (*Auricularia auricula*), cultivated on logs in China. Around 60 strains are commercially grown, with a select 10 produced on an industrial scale (Chang & Miles, 2004). The 1980s was a pivotal period marked by the introduction of indoor cultivation in controlled environments, which led to a significant rise in global mushroom production (Yaoqi Zhang, Geng, Shen, Wang, & Dai, 2014). Recent advancements indicate that interconnected smart farms represent the next frontier for optimizing these cultivation spaces (Kassim, Mat, & Yusoff, 2019; Mahamad, Mansuriwong, & Petlamul, 2021). Such interconnectivity enables real-time data exchange, thus allowing the integration of various agricultural processes to attain ecological and economic targets (Cadavid et al., 2018; De-Pablos-Heredero, Montes-Botella, & García-Martínez, 2018).

As such, there is untapped potential to implement solutions enabling the circular economy. One example of this concept is the cultivation of mushrooms and leafy greens in controlled environment agriculture (CEA). This combination can be synergistic, as the CO₂ emitted by mushrooms through respiration becomes a valuable resource for improving the growth environment of leafy greens, thereby enhancing photosynthesis (Hyunja Chung, 2021; Jung & Son, 2021b). This synergy warrants consideration, as CO₂ enrichment typically stems from non-environmentally friendly fossil fuel combustion or costly pure liquefied CO₂ (Li et al., 2018).

Enriching the leafy green environment with CO₂ released from mushroom growth has been studied in controlled environment experiments on bench tests with shiitake (Kitaya et al., 1994) and king oyster (Jung et al., 2014; Jung & Son, 2021b) strains combined with lettuces. These studies consistently demonstrated the feasibility of CO₂ exchange between the two crops. Still, the results were limited to the fructification growth stage of mushrooms, leaving the incubation stage, which represents about one-third of the life cycle production of mushrooms (Stamets, 2000), unexplored.

Leafy greens grown in CEA with artificial lighting generate heat, often necessitating year-round cooling (Talbot & Monfet, 2020). Similarly, mushroom substrates in CEA are exothermic (Cotter, 2014; Koncsag & Kirwan, 2010; Stamets, 2000). However, all studies on the synergies between mushrooms and leafy greens have overlooked the thermal interactions between the two crops. This oversight is significant, as heat exchanges between these crops can critically impact the energy efficiency of a synergistic system. Factors such as crop strains, temperature and humidity setpoints, lighting, and local climate play a role. Integrating both CO₂ emission and heat exchange rates as part of the analysis would offer a more realistic picture of the benefits of this synergy, as illustrated in Figure 3.1.

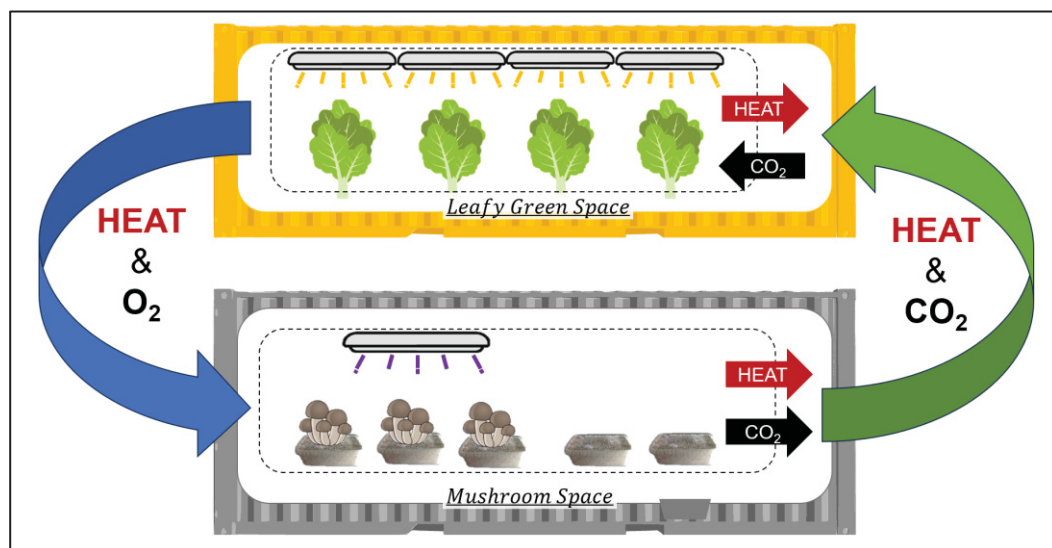


Figure 3.1 Conceptual diagram of mushrooms and leafy greens synergistic cultivation

To develop a comprehensive CO₂ and energy exchange model between mushrooms and leafy greens, specific data on CO₂ emission and heat exchange rates for shiitake and oyster mushrooms are essential but currently lacking. Notably, mushrooms generate significant heat during the incubation stage due to thermogenesis (Cotter, 2014). Koncsag & Kirwan (Koncsag & Kirwan, 2010) quantified the heat exchange rate for oyster mushrooms during this stage, but such data are missing for shiitake. Despite the interest in mushroom cultivation, there are few quantitative analyses on their CO₂ emission rates. In the 1970s, a theoretical model describing mycelium growth and CO₂ emission rate was developed based on the dried mass of mycelium and mushroom fruit (Chanter & Thornley, 1978). Recently, Jung & Son (Jung & Son, 2021a) introduced an empirical model adapted from one proposed by Chanter & Thornley, which predicts the CO₂ emission rates of king oyster mushrooms during the fructification stage considering indoor temperature and time. The results indicated that CO₂ emission rates increased exponentially with time and linearly with temperature. However, the CO₂ model was limited to king oyster mushrooms, no model was proposed for the incubation stage, and no information related to the heat exchange rate was documented. No CO₂ emission rate models appear to exist for shiitake, but a study has been conducted across various shiitake strains that reported the CO₂ emitted for both the incubation and fructification stages at 24 °C (Ou et al., 2020). Unlike oyster mushrooms, shiitake mushrooms are generally grown at lower temperatures, such as 21 °C (Stamets, 2000). Opting for a production temperature of 21 °C could prove more advantageous for synergistic cultivation with leafy greens, as it would result in lower cooling loads for the leafy greens when grown in a controlled environment (Talbot & Monfet, 2020). Moreover, developing a model that provides the CO₂ exchange rate of a typical full-scale incubation chamber housing a variety of mushroom genera and strains at diverse growth stages would offer valuable complementary data to small-scale experiments, as is often the case in commercial mushroom farms (Stamets, 2000).

The experimental results aim to advance sustainability in mushroom cultivation by investigating CO₂ emission and heat exchange rates, specifically focusing on oyster and shiitake mushrooms and their interaction with leafy greens. They provide valuable data on the

CO₂ emission and thermal exchange rates of shiitake mushrooms at lower indoor temperatures, addressing gaps in the existing literature. The study also evaluates CO₂ emission rates in mixed-genus incubation chambers, developing a temperature-based emission model. These insights are crucial for developing global CO₂ emission and energy model for mushroom and leafy green, representing the next step of quantifying the benefits of synergetic cultivation between these two crops.

3.2 Materials and Methods

This study is based on experiments in two distinct testing spaces: (1) a controlled small-scale test bench and (2) a full-scale incubation chamber of a mushroom farm. These spaces were used to conduct three experiments to develop an empirical mass and energy balance model for mushrooms. This section provides an overview of the testing spaces, outlines the experimental setup, and details the model's development and validation process. The equations used to convert CO₂ emission data from existing literature into useful metrics for comparison with the experimental results are also introduced.

3.2.1 Average CO₂ Emission Rates

In commercial mushroom cultivation, a common practice is to adopt staggered production or diversified growing techniques to maintain a steady harvest. This requires carefully timing the inoculation, incubation, and fructification stages across different mushroom batches, ensuring a continuous harvesting cycle. As a result, there is a mix of growth stages at any given time on the farm. An average CO₂ emission rate for both the incubation stage and fructification stage is used to assess this strategy. The current literature on CO₂ emission rates within the mushroom growth cycle is limited. Existing studies have either aggregated the CO₂ emission rates over time, as shown in Table 3.1, or have developed CO₂ emission rates using predicting models at specific times using Equations (3.1) and (3.2).

Table 3.1 CO₂ emissions for a specific growth stage and strain available in the literature

Genus	Growing Stage	Strain ¹	Cumulative Sum [g CO ₂]	Substrate Mass [kg]	Period [Days]	Setpoints	Substrate Mix Ratio
Pearl Oyster (Pleurotus ostreatus) (Hyunja Chung, 2021)	Incubation	n/a	120	1.36	14	20-25 °C	mesquite:alfalfa 1:1
		n/a	55	1.36	14		straw:cotton 3:1
		n/a	88	1.36	14		oak:soy 1:1
Shiitake (Lentinula edodes) (Ou et al., 2020)	Incubation	931	132	1	50	24 °C, 80% HR	wood chip:wheat bran 4:1
		HuxiangF2	156	1	50		
		Qihe7	146	1	50		
		Shengxian g215	155	1	50		
		931	74	1	23		
	Fructification	HuxiangF2	85	1	40		
		Qihe7	83	1	40		
		Shengxian g215	114	1	90		

¹ n/a stands for not available

$$\begin{aligned} \dot{R}_b = & (9.670 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 - 5.062 \cdot 10^{-3} \cdot T + 0.0789) \cdot e^{0.549 \cdot DAS} \\ & - 1.313 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 + 2.412 \cdot T + 0.117 \end{aligned} \quad (3.1)$$

$$\begin{aligned} \dot{R}_a = & (9.670 \cdot 10^{-5} \cdot T^2 - 4.363 \cdot 10^{-4} \cdot T + 8.089 \cdot 10^{-3}) \cdot e^{0.549 \cdot DAS} \\ & + 0.027 \cdot T^2 + 5.108 \cdot T - 30.732 \end{aligned} \quad (3.2)$$

Here, $\dot{R}_b$ and $\dot{R}_a$ are the CO₂ emission rate of 0.57 kg of king oyster substrate in the fructification stage before and after tinning, respectively [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$], T is the indoor air temperature [$^{\circ}\text{C}$], and DAS is the number of days since the start of the fructification stage. In the model, Equation (3.1) was used from DAS 1 to 12, and Equation (3.2) was used from DAS 12 to 17 (Jung, 2016).

In studies that present cumulative CO₂ emission rates over a specific growth cycle and period, the average CO₂ emission rate was calculated by dividing the total emitted CO₂ by the duration of the experiment and substrate mass, as described in Equation (3.3):

$$\dot{R}_{avg} = \frac{R_p}{t_p \cdot m_{sub}} \quad (3.3)$$

Here, $\dot{R}_{avg}$ is the average CO₂ emission rate of substrate [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{sub}^{-1}$], R_p is the mass of CO₂ emitted during the specific period [$\mu\text{g CO}_2$], t_p is the duration of the experiment [s], and m_{sub} is the substrate mass [kg].

To determine the average CO₂ emission rate using Equations (3.1) and (3.2), the average CO₂ emission rate at a specific indoor temperature throughout the entire cycle was calculated using Equation (3.4), where DCB and DCA represent the days of the cycle before and after thinning, respectively.

$$\dot{R}_{avg} = \frac{\sum_{DAS=1}^{DCB} \dot{R}_b(T, DAS) + \sum_{DAS=12}^{DCA} \dot{R}_a(T, DAS)}{(DCB + DCA) \cdot m_{sub}} \quad (3.4)$$

3.2.2 Description of the Testing Spaces

The following section presents an in-depth overview of the two testing spaces used in the study: the small-scale (SS) test bench and the full-scale (FS) incubation chamber. The section details the specifications and equipment of these spaces. These spaces were equipped with data acquisition systems for monitoring the indoor environmental conditions, as described in Table 3.2.

Table 3.2 Details of the data acquisition installed in the spaces

Space Type	Sensor Type	Brand	Accuracy	Location
Small-scale (SS) test bench	Temperature (t) [°C] and relative humidity (hum) [%]	J&J HE-67N2- 0N00P	±0.6 °C ±3% RH	Supply Air, Return Air, Indoor Air
	CO ₂ concentration (CO ₂) [ppm]	Honeywell IAQPOINT2	±30 ppm +3%	Supply Air, Return Air, Indoor Air
	Airspeed (V_{air}) [$m \cdot s^{-1}$]	Ebtron EF-A1121-T- 12	±3%	Return Air
Full-scale (FS) incubation chamber	Temperature (t) [°C] and relative humidity (hum) [%]	Sensirion SHT31	±0.3 °C ±2% RH	Supply Air, Return-Air
	CO ₂ concentration (CO ₂) [ppm]	Telaire T6713-5K	±30 ppm ±3%	Return Air
		SenseAir S8	±3%	Supply Air
	Airspeed (V_{air}) [$m \cdot s^{-1}$]	Modern Device RevP	±10%	Return Air

3.2.2.1 Small-Scale (SS) Test Bench

The small-scale test bench is a $3.02 \text{ m} \times 2.44 \text{ m} \times 1.97 \text{ m}$ (volume of 14.5 m^3) space located within a building maintained at an indoor temperature of approximately 20-21 °C (Figure 3.2a). The walls, floor, and ceiling of the test bench were constructed from polyurethane-insulated panels with an overall U-value of $0.12 \text{ W} \cdot (\text{K} \cdot \text{m}^2)^{-1}$, a thermal capacity of $1000 \text{ J} \cdot (\text{kg} \cdot \text{K})^{-1}$, and a density of $113.17 \text{ kg} \cdot \text{m}^{-3}$. The surfaces were covered with plastic water-repellent panels to prevent water vapor diffusion, with an airtightness of 3.7 ACH @ 50 Pa. The conditions inside the small-scale test bench were controlled using heating, ventilation, and air conditioning (HVAC) equipment, with a return air duct area (A_{duct}) of 0.124 m^2 . The sensor locations in the test bench are illustrated in Figure 3.2b. Two different air loop configurations are possible: an open-loop (OL) and closed-loop (CL). For the closed-loop (CL) configuration, the HVAC equipment was turned off, allowing the indoor conditions (temperature, humidity,

and CO₂ concentration) to increase inside the chamber, enabling the use of differential equations to estimate the CO₂ emission and heat exchange rates.

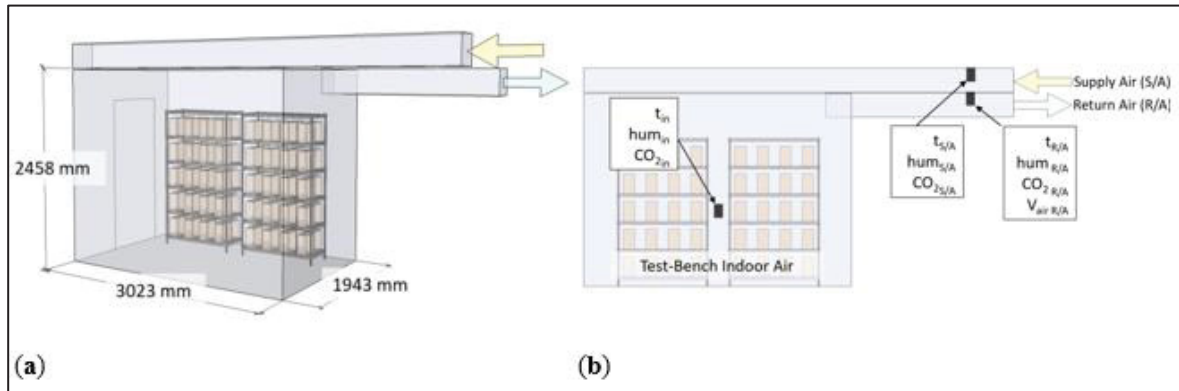


Figure 3.2 Small-scale test bench: (a) 3D view and (b) location of sensors

3.2.2.2 Full-Scale (FS) Incubation Chamber

The full-scale incubation chamber of a mushroom farm located in Quebec, Canada. Figure 3.3(a) was used as a second testing space. The incubation chamber has a volume of 56 m³, where the indoor air temperature and CO₂ concentration are regulated by an HVAC system, which has a return air duct (A_{duct}) with an area of 0.025 m².

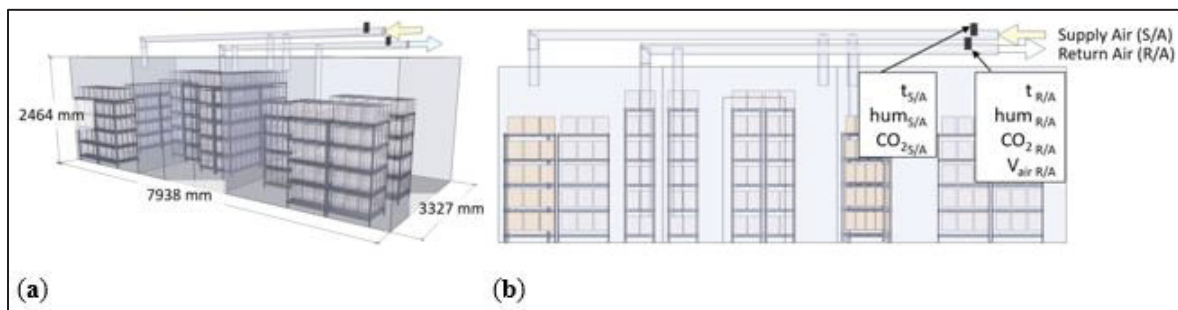


Figure 3.3 Full-scale (FS) incubation chamber: (a) 3D view and (b) location of sensors

The test bench has an Arduino Mega microcontroller data acquisition system connected to the farm's Ethernet network. Temperature, humidity, and CO₂ concentration readings of the

supply air and return air of the incubation chambers were recorded as illustrated in Figure 3.3(b) and detailed in Table 3.2. Only an open-loop (OL) configuration is possible in this space.

3.2.3 Description of the Experiments

For all experiments, each substrate bag consisted of the following mass proportions: 70% wood sawdust, 20% bran, 10% mycelium on grain and water to saturation, with an average weight of 3 kg per bag. During incubation, bags were kept at indoor temperatures of 18-24 °C, CO₂ concentrations of 800-1000 ppm, and without relative humidity control. For each experiment, the colonization ratio was about 50%, representing the real-life operation of an incubation chamber. The substrate colonization ratio is the fraction of substrate bags that are fully colonized, i.e., the incubation stage is completed and the substrate is ready to be transferred to the fructification stage. A substrate bag is determined to be fully colonized by visual inspection when the outer surface of the substrate was totally white. The two testing spaces were used to conduct three distinct experiments, all in the incubation stage of mushroom production: SS-OL-53%, SS-CL-53%, and FS-OL-44%, as described below.

SS-OL-53%: This experiment determined the average CO₂ emission rate of Shiitake mushrooms incubating at an indoor temperature of 21 °C. This was achieved using an open-loop (OL) ventilation configuration where the supply ($CO_{2S/A}$) and return air ($CO_{2R/A}$) CO₂ concentrations were measured as well as the return air speed ($V_{airR/A}$). Data were collected every minute and averaged over 30 min for 14 h. During this experiment, there is 215 kg of shiitake substrate, 53% of which is fully colonized.

SS-CL-53%: This experiment was used to evaluate the heat exchange rate of Shiitake substrate in incubation and to validate the CO₂ emission rate results of experiment SS-OL-53%. This was achieved using a closed-loop (CL) ventilation configuration, i.e., no forced airflow, and all air dampers were closed. Thus, the CO₂ and heat rise over time in the CL configuration. Data were analyzed when steady-state conditions were attained and stopped

when either the CO₂ concentration ($CO2_{S/A}$) reached 2000 ppm (probe saturation value) or the indoor temperature ($temp_{in}$) reached 24 °C. Except for the ventilation configuration, this setup was identical to SS-OL-53%, a small-scale test bench with 215 kg of 53% colonized shiitake substrate.

FS-OL-44%: This experiment was conducted in a full-scale incubation chamber with mixed substrate strains and aims to develop a CO₂ emission rate model based on the indoor temperature. This was achieved using an open-loop (OL) ventilation configuration. The difference in CO₂ concentration between the supply ($CO2_{S/A}$) and return air ($CO2_{R/A}$) was used to complete the emission rate calculations. Data were recorded every 5 min and averaged over an hour for 75 h. Data recorded during and for an hour following the presence of workers in the chamber were excluded. During this experiment, there was 1827 kg of mixed substrate (46% shiitake, 44% oyster, 10% lion's mane), with 44% fully colonized.

3.2.4 Experimental Model Development

The equations presented in this section quantify the CO₂ emission and heat exchange rates based on the experimental data.

3.2.4.1 CO₂ Emission Rate

The CO₂ emission rate, which indicates the respiratory activity of the mushroom substrate, is calculated using approaches derived from indoor air quality science (ASHRAE, 2017). A conversion factor k (Jung & Son, 2021b) is included to fit with experimental conditions. For the open-loop (OL) experiments, the steady-state CO₂ balance between the return and supply air in the chamber was estimated using Equation (3.5). For the closed-loop (CL) experiment, SS-CL-53%, a differential equation comparing the CO₂ concentration at the beginning and end of the experiment was used instead, as described by Equation (3.6).

$$\dot{R} = \frac{(C_{out} - C_{in}) \cdot k \cdot V_{air} \cdot A_{duct}}{m_{sub}} \quad (3.5)$$

Here, $\dot{R}$ is the CO₂ emission rate of substrate [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$], C_{in} and C_{out} are the CO₂ concentration of supply air (S/A) and return air (R/A) from the test bench, respectively [$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$], k equals to 1830 and is a unit conversion factor from CO₂ $\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$ to $\mu\text{gCO}_2 \cdot \text{m}^{-3}$ at 20 °C, V_{air} is the return air speed [$\text{m} \cdot \text{s}^{-1}$], A_{duct} is the return duct area [m^2], and m_{sub} is the substrate mass [kg].

$$\dot{R} = \frac{dR}{dt} = \frac{(C_e - C_b) \cdot k \cdot V \cdot 10^3}{(t_e - t_b) \cdot m_{sub}} \quad (3.6)$$

Here, R is the mass of CO₂ in the test bench [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$], t is the time [s], C_b and C_e are the CO₂ concentration at the beginning and the end of the experiment, respectively [$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$], V is the test bench volume [m^3], and t_b and t_e are the time at the beginning and the end of the experiment, respectively [s].

Since the full-scale (FS) test bench FS-OL-44% is an existing incubation chamber of a mushroom farm with an average weekly production of 560 kg, it experienced fluctuations in indoor air temperature. Considering that the CO₂ emission rate of mycelium increases linearly according to temperature (Jung & Son, 2021a), linear regression was used to represent the relationship between CO₂ emission rate, return air temperature, and substrate mass (Equation (3.7)). To ensure unbiased results, all measurement time stamps were randomly shuffled using the Mersenne Twister algorithm (Matsumoto & Nishimura, 1998). The regression was constructed using the first two-thirds of the data points, while the last third was used to validate the accuracy of the regression, as follows:

$$\dot{R} = (a_1 \cdot T_{out} + a_2) \cdot m_{sub} \quad (3.7)$$

Here, T_{out} is the return temperature of the test bench [$^{\circ}\text{C}$], and a_1, a_2 are regression coefficients [dimensionless].

3.2.4.2 Heat Exchange Rate

The heat exchange rate quantifies the rate of thermal energy transfer between the mushroom substrate and its environment. This is estimated using equations typically used to describe HVAC systems (ASHRAE, 2017). The heat exchange rate was calculated solely for the small-scale (SS) experiments. It was estimated using differential Equation (3.8), which calculates the difference in enthalpy at the test beginning and ending.

$$\dot{Q} = \frac{dh}{dt} \cdot V \cdot \rho_{da} = \left(\frac{h_e - h_b}{t_e - t_b} \right) \cdot V \cdot \rho_{da} \cdot 10^3 \quad (3.8)$$

Here, $\dot{Q}$ is the heat exchange rate from the mushroom substrate [W], h is the specific enthalpy [$\text{kJ} \cdot \text{kg}_{da}^{-1}$], ρ_{da} equals 1.19 and is the average air density during the experiment [$\text{kg} \cdot \text{m}^{-3}$], and h_b and h_e are the specific enthalpies at the beginning and at the end of the experiment, respectively, estimated using Equation (3.9).

$$h = h_{da} + W \cdot h_g \quad (3.9)$$

Here, h_{da} is the specific enthalpy of dry air [$\text{kJ} \cdot \text{kg}_{da}^{-1}$], h_g is the specific enthalpy for saturated water vapor [$\text{kJ} \cdot \text{kg}_{da}^{-1}$], and W is the humidity ratio [$\text{kg}_w \cdot \text{kg}_{da}^{-1}$]. The humidity ratio is computed using Equation (10), as follows:

$$W = 0.622 \cdot \frac{hum \cdot P_{ws}}{P - hum \cdot P_{ws}} \quad (3.10)$$

Here, *hum* is the relative humidity expressed as a fraction, P_{ws} is the saturation pressure [Pa], and P is the atmospheric pressure [Pa]. The saturation pressure over liquid water is given by Equation (3.11) and C_1 to C_6 are listed in Table 3.3.

$$\ln P_{ws} = \frac{C_1}{T^*} + C_2 + C_3 T + C_4 T^2 + C_5 T^3 + C_6 \ln T \quad (3.11)$$

Here, T^* is the absolute temperature [$t + 273.15$].

Table 3.3 Coefficients C1 to C6 (ASHRAE, 2017)

C_1	C_2	C_3	C_4	C_5	C_6
-5.800×10^3	1.391×10	-4.864×10^{-2}	4.176×10^{-5}	-1.445×10^{-8}	6.546×10

3.2.4.3 Full-Scale Experimental Model Validation

The data collected during the FS experiment FS-OL-44% were divided into two subsets: the first two-thirds were used to create the regression, while the last third was used to validate the regression model. The regression was checked using the p -value and R^2 . A p -value less than 0.05 indicates a satisfactory level of confidence, and the closer R^2 is to 1, the more the variance in the CO₂ emission rate is explained by the variation of the indoor air temperature. Also, the mean relative deviation (MRD), defined according to Equation (3.12), was used to assess the accuracy between the measured data and the estimated CO₂ emission rate using the proposed model (Kandasamy, Moitra, & Mukherjee, 2015). A lower MRD indicates that the model's predictions closely match the measured values. A MRD of less than 10% signifies a strong correlation, while a MRD within the 10-20% range represents average accuracy. Conversely, a MRD exceeding 20-30% is deemed insufficient.

$$MRD = \left[\frac{100}{N} \sum_{i=1}^n \frac{(R_{mes} - R_{est})}{R_{mes}} \right] \quad (3.12)$$

Here, MRD is the mean relative deviation, N is the sample size, R_{mes} are the measured data from the validation sample, and R_{est} are the values estimated from the model.

3.3 Results

The CO₂ emission rate was estimated using data gathered from the SS and FS testing spaces, while the heat exchange rate solely used data collected from the SS test bench. These results were then aggregated with data from the literature, as detailed in Table 3.1, to propose a comprehensive summary of CO₂ emission and heat exchange rates.

3.3.1 CO₂ Emission Rate from Small-Scale (SS) Experiments

The CO₂ emission rate was computed using Equation (3.5) and remains relatively constant throughout the small-scale (SS) experiment, as depicted in Figure 4. The average CO₂ emission rate for the incubation of shiitake substrate, SS-OL-53%, is $24.9 \pm 16.6 \mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$ with a standard deviation of $0.9 \mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$.

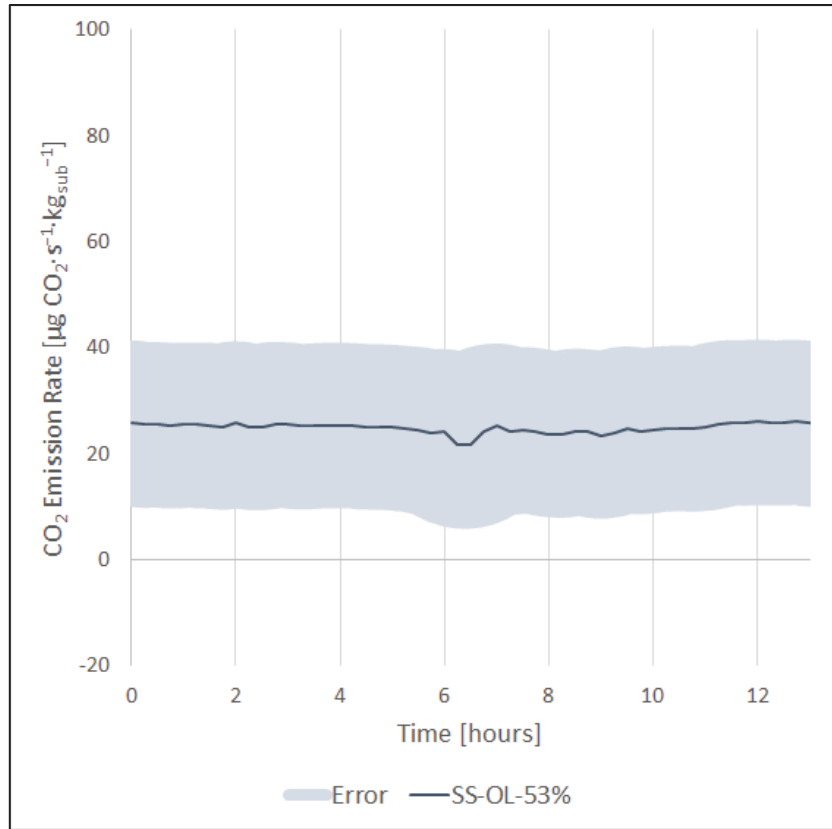


Figure 3.4 CO₂ emission rate of incubating shiitake substrate during the SS-OL-53% experiment

As described in Section 3.2.4.2, the closed-loop (CL) experiment SS-CL-55% was conducted to validate the results obtained from the SS-OL-53% using Equation (3.6). The experiment started with a CO₂ concentration of 534 ppm (14.3 g of CO₂) and reached probe saturation at 2000 ppm (53.5 g of CO₂) after 100 min. Data from the first 10 minutes were omitted from the analysis to account for steady-state conditions to be reached. A solid linear regression, with an R^2 value of 0.99, was found between the 10th and 90th minutes, as shown in Figure 3.5, yielding an average CO₂ emission rate of $30.9 \pm 3.8 \mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$, which aligns with the findings from the open-loop (OL) experiment.

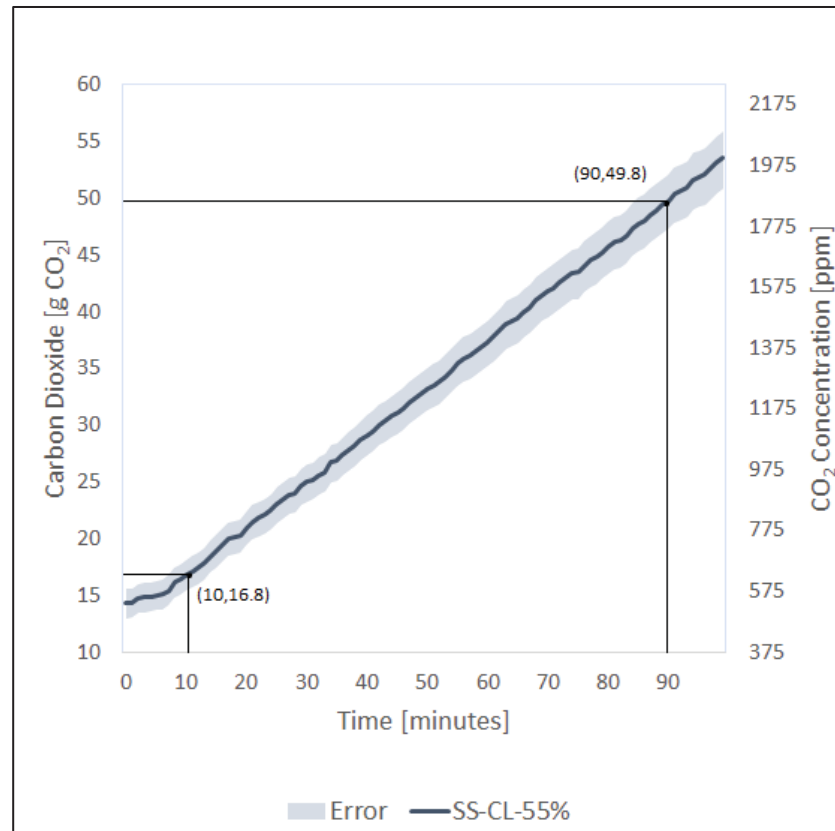


Figure 3.5 Accumulation of CO₂ from incubation of shiitake substrate during SS-CL-55% experiment

3.3.2 CO₂ Emission Rate from Full-Scale (SS) Experiment

Using the data gathered from the FS testing spaces, the regression model depicted in Figure 3.6 is established, exhibiting an R^2 value of 0.88, indicating a strong correlation. The regression coefficients, a_1 and a_2 , are 1.99 ± 0.11 and -4.09 ± 1.02 , respectively, with a p -value of 0.049. Thus, Equation (3.7) can be rewritten as Equation (3.13) to model the CO₂ emission rate of mixed substrate.

$$\dot{R} = (1.99 \cdot T_{R/A} - 4.09) \cdot m_{sub} \quad (3.13)$$

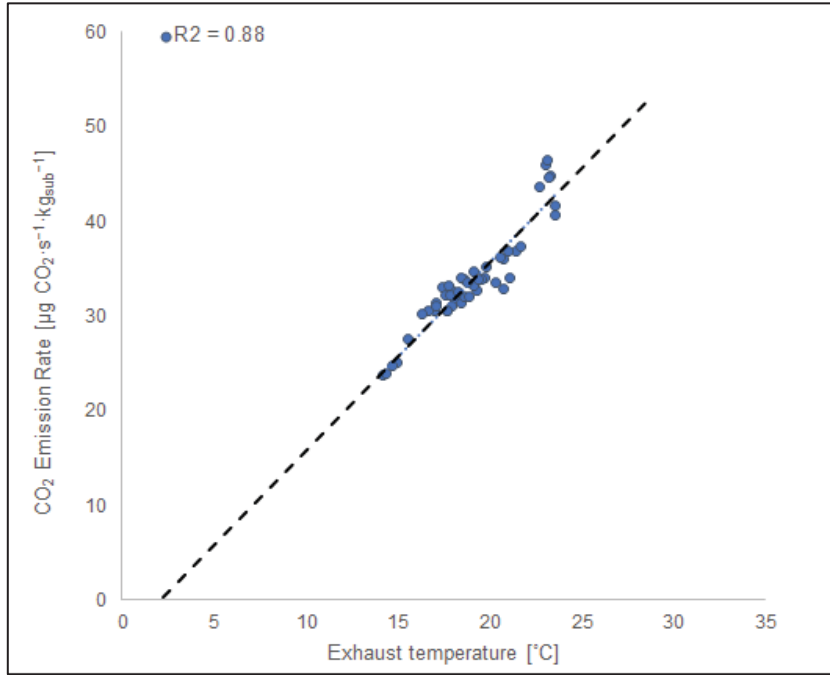


Figure 3.6 Changes in the CO₂ emission rate per kg of mixed mushroom substrate in response to variation in return air temperature during the FS-OL-44% experiment

As demonstrated in Figure 3.7, the R^2 value of 0.90 signifies a good fit of the model to the data. Concurrently, the MRD—a measure of proximity between estimated and measured values described by Equation (3.12)—indicates an average absolute discrepancy of a mere 3.7%. This relatively low MRD highlights the predictive performance of the model.

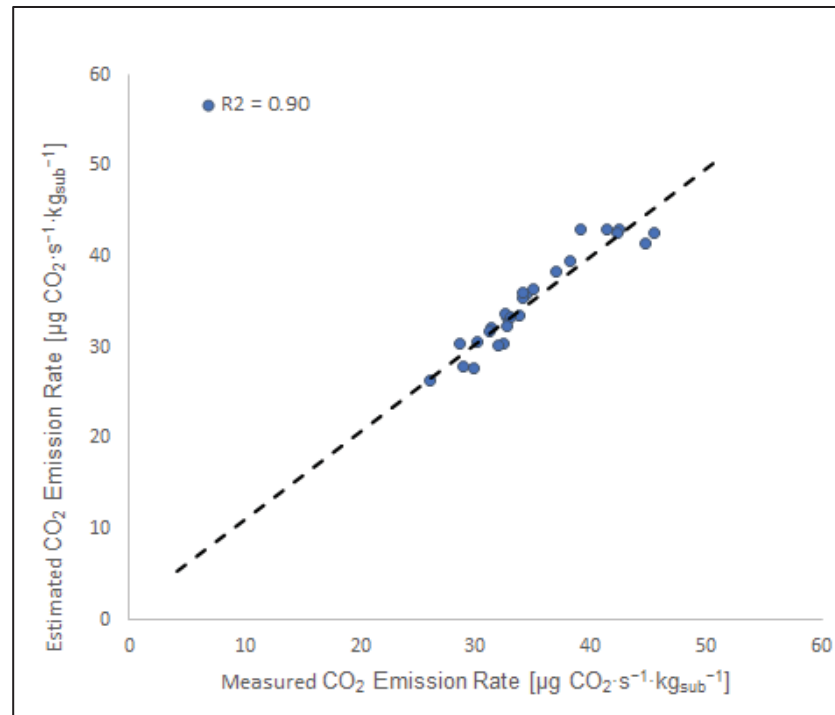


Figure 3.7 Comparison between the measured and estimated CO₂ emission rate of mixed mushroom substrate

3.3.3 Heat Exchange Rate from Small-Scale (SS) Experiment

The sensible and latent heat exchange rate, estimated using Equation (3.8) with data from the small-scale SS-CL-53% experiment, revealed minimal heat released from the substrate, averaging 4.2 ± 3.0 W for the bench test containing 215 kg of shiitake substrate. Nonetheless, it is essential to acknowledge that a heat exchange does occur, as indicated by the steady rise in indoor air temperature and relative humidity, as presented in Table 3.4. Figure 3.8 illustrates a gradual increase in the enthalpy of the test bench, starting around the 60-minute mark. This is further supported by the strong linear correlation, with an R^2 value of 0.99, observed between the 60th and 360th minutes. These observations suggest a minor release of sensible and latent heat within the system.

Table 3.4 Indoor air conditions during the SS-CL-53% experiment

Time [Minutes]	0	60	360
Indoor air temperature [°C]	22.3	23.0	24.0
Indoor air relative humidity [%]	26.8	28.9	34.4
Indoor air enthalpy [kJ]	588.2	623.0	698.3

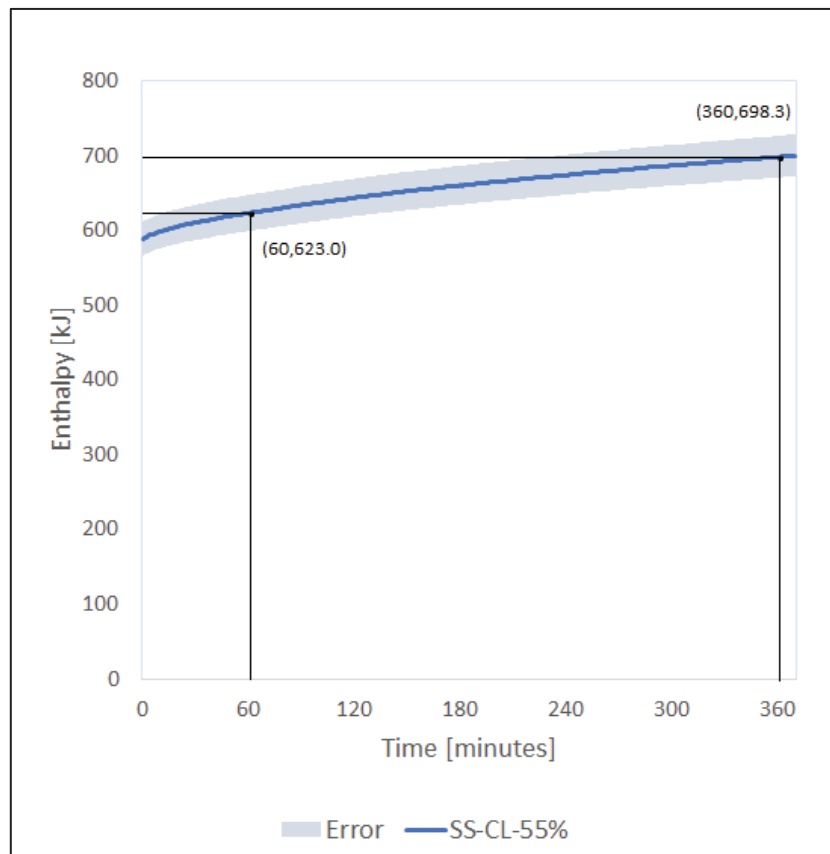


Figure 3.8 Increase enthalpy from incubating shiitake substrate during closed-loop (CL) SS-CL-55% experiment

3.3.4 Aggregated CO₂ Emission and Heat Exchange Rates

To support the analysis of potential synergies between mushrooms and leafy greens production, data from the literature described in Section 3.2.1 were supplemented with the experimental results presented in Sections 3.3.1-3.3.3. As such, Table 3.5 aggregates and

summarizes the CO₂ emission rates for oyster and shiitake mushrooms during their incubation and fructification stages. In contrast, Table 3.6 presents the heat exchange rate for the oyster and shiitake mushrooms.

Table 3.5 Average CO₂ emission rates of mushrooms

Genus	Growing Stage	Strain	Average CO ₂		Reference
			Emission Rate [μgCO ₂ ·s ⁻¹ ·kg _{sub} ⁻¹]	Setpoints ¹	
Oyster	Incubation ⁵	n/a ⁶	53.5	20–25 °C	Hyunja Chung (Hyunja Chung, 2021)
	Fructification ²	King Oyster	108.8 @ 18 °C	16–25 °C 85% HR	Jung & Son (Jung & Son, 2021a)
			129.1 @ 21 °C		
150.8 @ 24 °C					
Shiitake	Incubation	n/a	24.9	21 °C	SS-OL-53% experimental results
		931	32.8	24 °C	
		HuxiangF2	38.3		
		Qihe7	35.8		
		Shengxiang21	35.5		
		5	35.5		
	Average	35.6	Ou et al. (Ou et al., 2020)		
	Fructification	931		37.4	24 °C 80% HR
		HuxiangF2		24.9	
		Qihe7		24.4	
		Shengxiang21		19.9	
		5		19.9	
Average		26.7			
Mixed ⁴	Incubation ³	n/a	31.7 @ 18 °C	15–25 °C	FS-OL-44% experimental results
			37.7 @ 21 °C		
			43.7 @ 24 °C		

¹ “–” indicates the temperature range of the experiment; ² extracted for specific temperatures (18, 21, 24 °C) using Equation (4); ³ extracted for specific temperatures (18, 21, 24 °C) using

Equation (13); ⁴ 46% shiitake, 44% oyster and 10% lion's mane; ⁵ only the value for the oak substrate is presented; ⁶ n/a stands for not available.

Table 3.6 Heat exchange rates of mushrooms

Genus	Growing Stage	Heat Exchange Rate [$\text{W} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$]	Substrate	Reference
Oyster	Incubation	7.08	Wheat straw	Koncsag & Kirwan (Koncsag & Kirwan, 2010)
Shiitake	Incubation	0.02	Wood chips	SS-CL-53% experimental results

3.4 Discussion

These experiments offer valuable insights into CO₂ emission and heat exchange rates from the mushroom substrate in incubation under controlled environments.

3.4.1 CO₂ Emission Rate

In the small-scale experiments, the mushroom substrate demonstrated a relatively stable CO₂ emission rates during the open-loop experiment SS-CL-53% ($24.9 \pm 16.6 \mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$), which are corroborated by the closed-loop experiment SS-CL-53% ($30.9 \pm 3.8 \mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$). A prior study by Ou et al. (Ou et al., 2020) revealed slightly elevated average CO₂ emission rates, ranging from 32.8 to 38.3 $\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$ across four distinct shiitake strains. This disparity is likely attributable to the experimental indoor air temperature set at 21 °C, which contrasts with the 24 °C used in a study by Ou et al. (Ou et al., 2020). The variation is noteworthy due to the established linear relationship between substrate CO₂ emission rate and temperature, as reported by Jung & Son (2021a). Also, considering the relatively low airtightness of the bench test, exfiltration could have influenced the CO₂ emission rate measurements.

On the other hand, in the full-scale experiment FS-OL-44%, there was a notable correlation between the CO₂ emission rate and temperature. This aligns with prior research that has demonstrated a linear rise in the CO₂ emission rate of fructification substrate with increasing temperature (Jung et al., 2014; Jung & Son, 2021a). The full-scale experiment yielded higher rates, with a rate of 37.76 $\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$ at 21 °C. This difference can likely be attributed to the substantial proportion of oyster mushroom substrates, accounting for 44% of the total in the FS-OL-44% experiment. Oyster substrate releases a larger quantity of emitted CO₂ compared to shiitake strains (Stamets, 2000). By comparison, an experiment by Hyunja Chung (2021) with oyster mushrooms on wood substrate during incubation yielded an average release of 53.5 $\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$.

These results distinctly demonstrated the temperature-dependent nature of CO₂ emission rates for shiitake and oyster mushroom substrates. Notably, oyster substrates exhibited a significantly higher CO₂ emission rate, which was twice as high during the incubation and even higher during fructification, compared to shiitake substrates. This suggests that fewer oyster mushrooms would be required compared to shiitake mushrooms to establish a CO₂ equilibrium for the synergistic cultivation of mushrooms and leafy greens. Future studies should include a diverse array of oyster strains, indoor environmental conditions, and different substrate types. Such comprehensive research is crucial for identifying the most suitable combination for CO₂ exchange synergies in plant cultivation.

3.4.2 Heat Exchange Rate

During the incubation experiments, SS-CL-53%, a low heat exchange rate was observed from the shiitake substrate with an average heat exchange rate of 4.2 ± 2.9 W for a substrate mass of 215 kg. It is essential to highlight the only point of comparison for the heat exchange rate is for the study on oyster mycelium grown on a straw substrate, which reported a rate of 7.08 $\text{W} \cdot \text{kg}^{-1}$ (Koncsag & Kirwan, 2010). This discrepancy can be attributed to the slower metabolism of shiitake strains and their carbon-rich substrate mix (Cotter, 2014; Stamets,

2000), resulting in lower exothermic reactions compared to strains like oyster mushrooms grown on straw.

The low heat exchange rate observed in the shiitake substrate suggests a reduced need for air cooling, which can be advantageous when considering potential synergies between mushroom and leafy green farms. The cultivation of leafy greens in controlled environments requires constant cooling (Talbot & Monfet, 2020). In installations where heating is needed more frequently than cooling throughout the year, oyster strains may be preferred over shiitake strains from an energy efficiency standpoint as they release more heat. Moreover, selecting a specific mushroom genus based on seasonal weather conditions could present an energy efficiency opportunity when cultivated in synergy with greenhouses. Heat-generating mushroom species could be prioritized during the colder months, aligning with greenhouse heating requirements, while opting for mushroom species with a lower heat exchange rate during the warmer months when cooling becomes essential.

3.5 Conclusion

In this study, CO₂ emission and heat exchange rates for shiitake and oyster mushrooms from the literature were supplemented with experimental data gathered through three different experiments using two other testing spaces. The results revealed that at an indoor temperature of 21 °C, shiitake, oyster, and mixed substrates exhibited average CO₂ emission rates of 24.9, 53.5, and 37.7 $\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$, respectively. During fructification at 24 °C, these rates are 26.7 and 150.8 $\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$ for shiitake and oyster, respectively. The heat exchange rates during incubation are 0.02 and 7.08 $\text{W} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$ for shiitake and oyster substrates, respectively. These rates play a crucial role in conducting feasibility analyses on the potential of using the return air from mushroom farms to enrich the air of leafy green farms. As the world moves towards more sustainable and interconnected farming practices, harnessing the CO₂ and heat exchange potential of various mushroom strains could play a pivotal role. This study serves as a foundation for further exploration in this direction.

CHAPITRE 4

Circular Approach for Mushroom and Lettuce Production: Carbone Dioxide Enrichment and Energy Savings

Marc-Antoine Meilleur ^a, Diane Bastien ^b, Danielle Monfet ^c

^a Department of Mechanical Engineering, École de Technologie Supérieure

^b Department of Technology and Innovation, University of Southern Denmark
5230 Odense, Denmark

^c Department of Construction Engineering, École de Technologie Supérieure

Article submitted for publication in « Biosystems Engineering », January 2026

Abstract

This study proposes a circular approach to CO₂ enrichment and energy efficiency in a controlled-environment agriculture (CEA) facility integrating a mushroom farm (MF) and a plant factory with artificial lighting (PFAL). The approach leverages exchanges between CO₂ rich exhaust from the MF with hot air from the PFAL, reducing MF heating energy use and providing supplemental CO₂ to the PFAL. Overall efficiency varies with production and operational parameters. The largest savings occurred when MF CO₂ emissions exceeded PFAL assimilation, allowing outdoor air free cooling while maintaining required CO₂ concentrations.

To assess the proposed approach, an integrated modelling framework was developed, combining a CO₂, a Building Energy Modelling (BEM), and Post-Processing Module. The analysis compared a base case (independent air loops) to a circular case (circular approach with interconnected air loops) under three mushroom production scenarios: Shiitake, Oyster, and Mixed. For the Oyster and Mixed scenarios, the circular configuration eliminated the need for supplemental CO₂ injection (2,966 kg CO₂·yr⁻¹), reduced MF heating energy use by up to 97%, decreased PFAL cooling energy use by up to 55%, and achieved facility-wide heating, ventilation and air conditioning (HVAC) energy savings of up to 32%. Peak demand analysis

revealed that the circular configuration reduced HVAC peak demand by 39 % in the Oyster and by 47 % in the Mixed scenarios. In contrast, the Shiitake scenario showed a 9 % increase due to the absence of free cooling caused by insufficient CO₂ generation from mushroom respiration.

4.1 Introduction

In sustainable agriculture and energy-efficient food production, new opportunities are emerging to integrate complementary Controlled Environment Agriculture (CEA) spaces, enabling circular resource exchanges that enhance performance and reduce environmental impacts (Hamam et al., 2021; Toh Liang Sul et al., 2024). One promising approach is integrating mushroom farming with leafy-green cultivation within CEA. These systems complement each other by exchanging CO₂ (section 4.1.1) and heat (section 4.1.2) between the cultivation spaces (Jung & Son, 2021b; Meilleur, Monfet, & Bastien, 2023). This approach aligns with the broader vision of bio-industrial symbiosis, where co-located systems exchange matter, energy, and information to minimise resource use and environmental impacts (Pomponi & Moncaster, 2017).

4.1.1 CO₂ Exchange Opportunities

Mushroom farms (MF) generate substantial amounts of CO₂ through aerobic respiration during growth. Emission rates vary by genus, production stage, substrate, and environmental conditions (Chutimanukul, Phetkaew, Sukdee, Thepsilvisut, & Ehara, 2025; Stamets, 2000), peaking during fructification but remaining significant during incubation (Cotter, 2014; Jung et al., 2014). Once considered solely a pollutant requiring dilution, these emissions are now increasingly recognised as valuable by-products (Hyunja Chung, 2021; Jung & Son, 2021b; Li et al., 2018). When harvested, they can serve as an alternative CO₂ source to enrich CEA spaces such as greenhouses, container farms, or Plant Factories with Artificial Lighting (PFAL), where CO₂ enrichment is routinely used to enhance plant growth (Jung et al., 2016; Park, Park, Hwang, & Jeong, 2012; Yuan et al., 2025). Small-scale experiments have demonstrated the

feasibility of integrating mushroom and lettuce production; however, previous studies overlooked CO₂ emissions during the incubation phase and the heat exchange potential (Jung & Son, 2021b; Kitaya et al., 1994). They also found that CO₂ balance depends on the mushroom-to-plant ratio, with automated air exchange recommended to improve efficiency and maintain stable CO₂ concentrations.

4.1.2 Heat Exchange Opportunities

Mushroom farms typically use open-loop heating, ventilation and air conditioning (HVAC) systems that introduce outdoor air to dilute CO₂ from mushroom respiration (Chen et al., 2022; Stamets, 2000). While effective, this process is energy-intensive in cold climates due to the heating required (Higgins et al., 2017; Zuo, Zheng, Wang, & Zhang, 2023). In contrast, PFAL systems, even in cold climates such as Montréal, Canada, often generate surplus heat from lighting and electrical equipment (Song et al., 2023; Talbot & Monfet, 2020). Although outdoor air free cooling can efficiently reduce cooling energy use (Song et al., 2023; Ying Zhang & Kacira, 2020), PFAL generally operate under closed or semi-closed air loops to maintain CO₂ concentrations between 800 and 1,200 ppm (Engler & Krarti, 2021; Espitia et al., 2025; Li et al., 2018). Maintaining these concentrations requires costly supplemental CO₂ injection, limiting outdoor air dilution (Eaton et al., 2023; Ying Zhang & Kacira, 2020).

When MF CO₂ emissions exceed plant assimilation, the surplus can simultaneously support CO₂ enrichment and enable free cooling. Optimising the mushroom-to-plant ratio sustains this controlled surplus, delivering combined CO₂ and energy savings.

The proposed circular approach integrates three synergies: (1) harvesting CO₂ emissions from the MF to supply the PFAL, (2) recovering excess heat from the PFAL to meet the heating energy use of the MF, and (3) using outdoor air as a free cooling source to reduce the overall cooling energy use of the PFAL. These integrated mass and heat exchange loops

exemplify innovative sustainable design in CEA, emphasising synergetic resource cycles rather than isolated optimisation (Grobman et al., 2023).

4.1.3 Objectives

This study evaluates the potential for CO₂ and energy savings by interconnecting the HVAC air loops of a mushroom farm and a PFAL. A base case with an independent air loop is compared with a circular case featuring interconnected air loops that enable CO₂ and heat exchange.

The objectives are to:

- Develop an integrated modelling framework combining CO₂ mass balance with Building Energy Modelling (BEM) to quantify synergistic interactions.
- Quantify CO₂ enrichment savings by assessing the reduction in supplemental CO₂ injection in the PFAL using mushroom-generated CO₂.
- Quantify HVAC energy use and peak demand savings by evaluating heat recovery and outdoor air free cooling potential.

This study advances an integrated CO₂-BEM modelling approach and provides practical insights into resource symbiosis within CEA.

4.2 Materials and Methods

The potential for CO₂ enrichment and HVAC energy savings was assessed through a modelling framework with three interconnected modules: the CO₂, the BEM, and the Post-Processing Modules. The case study considers four containers: one dedicated to mushroom farming (MF) and three dedicated to leafy greens production in a PFAL (Figure 4.1 (a)).

For the MF, three mushroom-species scenarios were evaluated. Each included (1) a base case (BC), with independent MF and PFAL HVAC air loops, and (2) a circular case (CC) with

interconnected HVAC air loops between the MF and the illuminated PFAL containers for air exchange (Figure 4.1 (b)).

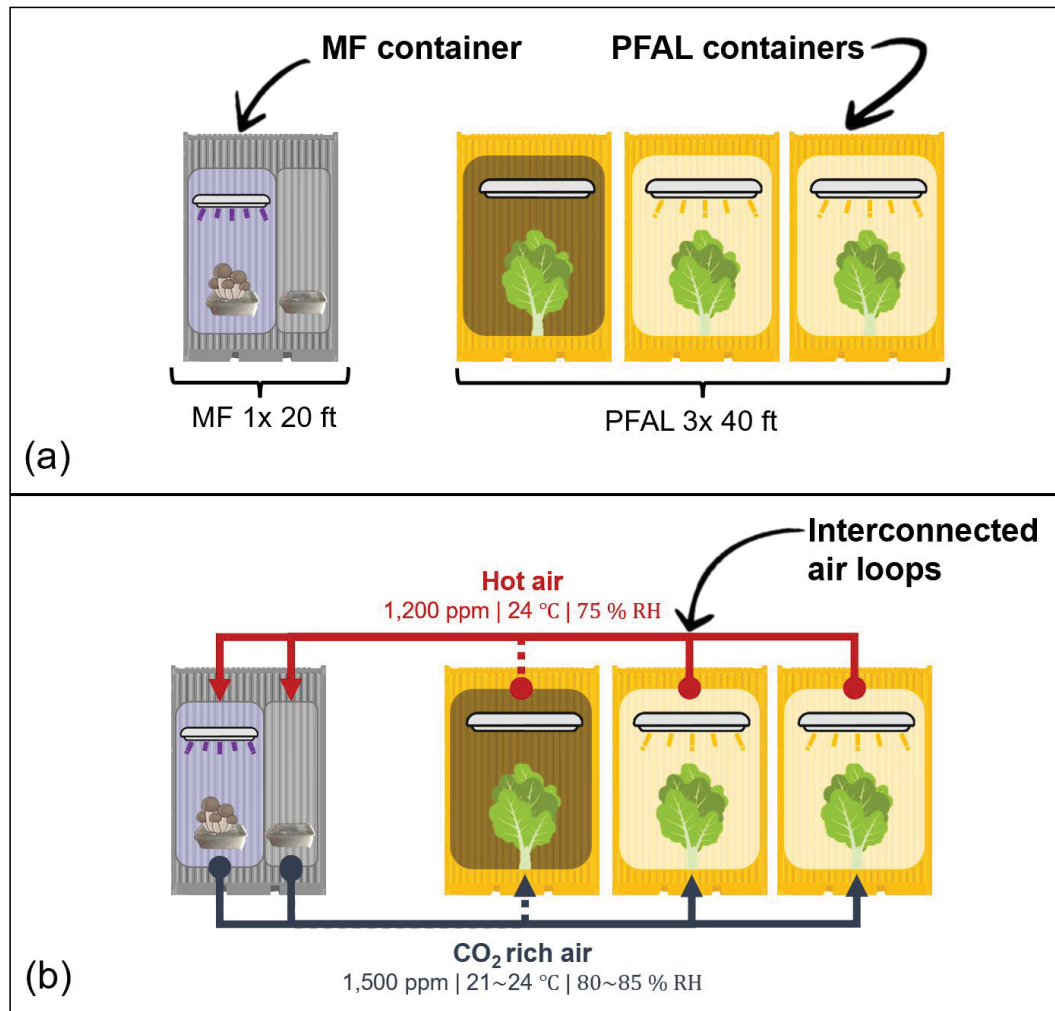


Figure 4.1 Container configurations in the (a) base case (BC) and (b) circular case (CC)

Except for the interconnected air loops, all operational parameters remained identical between BC and CC. Only MF conditions (respiration rate, temperature, and relative humidity (RH)) varied among scenarios, while PFAL parameters remained constant. The modelling framework quantifying savings is shown in Figure 4.2, illustrating inputs, intermediate variables, and outputs across the three modules. The CO₂ and BEM modules are sequentially coupled, with the CO₂ mass-balance intermediate variables (e.g., airflows) supplied to the BEM as fixed

boundary conditions, without dynamic feedback. Section 4.2.1 describes inputs, Sections 4.2.2 to 4.2.4 detail the modules, and Section 4.2.5 summarises the simulation scenarios.

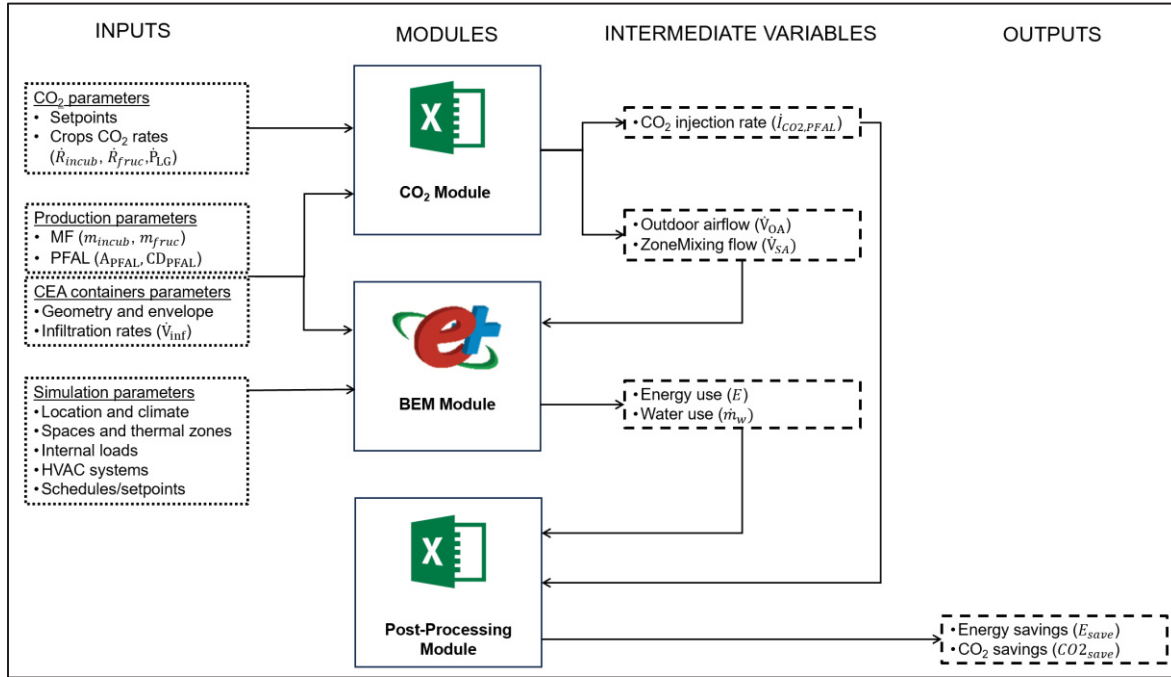


Figure 4.2 Modelling framework

4.2.1 Inputs

Four input categories are defined: the CO₂, the production, the container and the simulation parameters.

4.2.1.1 CO₂ parameters

CO₂ parameters include crop-specific emission rates for mushrooms and leafy greens from published models. Mushroom CO₂ emission rates during respiration depend on temperature, genus, growth stage, and substrate. This study uses wood-substrate values summarised in Table 4.1. Total CO₂ emission rates are calculated by multiplying the mean emission rate by the substrate mass.

Table 4.1 Average CO₂ emission rates of mushrooms (Meilleur et al., 2023)

Genus	Growing Stage	Average Specific CO ₂ Emission Rate [$\mu\text{gCO}_2 \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{kg}_{\text{sub}}^{-1}$]	Setpoints ¹	Reference
Oyster	Incubation	53.5	20–25 °C	(Hyunja Chung, 2021)
	Fructification ²	108.8 @ 18 °C	16–25 °C 85% HR	(Jung & Son, 2021b)
		129.1 @ 21 °C 150.8 @ 24 °C		
Shiitake	Incubation	24.9	21 °C	(Meilleur et al., 2023)
	Fructification	35.6	24 °C	(Ou et al., 2020)
		26.7	80% HR	
Mixed ³	Incubation ²	31.7 @ 18 °C 37.7 @ 21 °C 43.7 @ 24 °C	15–25 °C	(Meilleur et al., 2023)

¹ “–” indicates the temperature range of the experiment; ² model values extracted for specific temperatures (18 °C, 21 °C, 24 °C); ³ 46% shiitake, 44% oyster and 10% lion’s mane.

Several photosynthesis models have been developed for different crops. Jung et al. (2016) modelled romaine lettuce photosynthesis at 24 °C and 75% relative humidity (RH), and 200 $\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ lighting using Equation (4.1), where $\dot{P}_{net}$ is the net photosynthesis rate per leaf area [$\mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}_{\text{leaf}}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$], DAT is the days after transplantation and C_{IA} is the indoor air CO₂ concentration, [$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$]. The leaf area (LA) [$\text{m}_{\text{leaf}}^2 \cdot \text{plant}^{-1}$] is then determined from Equation (4.2).

$$\dot{P}_{net} = \frac{21.812 \cdot e^{-0.057 \cdot DAT} \cdot e^{-0.050 \cdot DAT} \cdot C_{IA}}{57.4 \cdot e^{-0.057 \cdot DAT} + 0.380 \cdot e^{-0.050 \cdot DAT} \cdot C_{IA}} - 18.608 \cdot e^{-0.056 \cdot DAT} \quad (4.1)$$

$$LA = 0.6476 \cdot e^{0.132 \cdot DAT} \quad (4.2)$$

The average photosynthesis rate over the full crop cycle was estimated Equation (4.3) to represent a diversified stage crop growth management, where $\dot{P}_{LG}$ is the average photosynthesis rate [$\mu\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$] of the cultivated area of leafy greens, A_{PFAL} is the cultivated area [$\text{m}_{\text{prod}}^{-2}$], CD_{PFAL} is crop density, [$\text{plant} \cdot \text{m}_{\text{prod}}^{-2}$], DTH are days to harvest after transplant, and M_{CO_2} is molar mass of CO_2 (44.01 g/mol).

$$\dot{P}_{LG} = A_{PFAL} \cdot \sum_{DAT=1}^{DTH} \frac{\dot{P} \cdot LA \cdot CD_{PFAL}}{DTH} \cdot M_{CO_2} \quad (4.3)$$

4.2.1.2 CAE container parameters

The configuration includes one 20 ft MF container ($6.1 \times 2.9 \times 2.4$ m) and three 40 ft PFAL containers ($12.2 \times 2.9 \times 2.4$ m). Each has a 1.75 m^2 door ($U = 0.472 \text{ W} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{K}^{-1}$) and an envelope U-value of $0.235 \text{ W} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{K}^{-1}$. All exterior surfaces, except the floors, are exposed to the outdoors. Infiltration was set to 0.50 air change per hour (ACH) and 0.25 ACH for the 20 ft and 40 ft containers.

4.2.1.3 Production parameters

The MF includes a 5 m^2 incubation and a 10 m^2 fructification space (Table 4.2). To maintain continuous, diversified production, where multiple growth stages overlap to ensure stable inputs, outputs and loads, the fructification substrate mass is set to twice that of incubation, reflecting its approximately twofold duration (Stamets, 2000).

Table 4.2 Mushroom farm production parameters

Parameters	Incubation	Fructification
Cultivated area	5 m ²	10 m ²
Substrate mass	580 kg	1,160 kg
Illumination	None	12 h·day ⁻¹ 500 lux (shiitake), 2,000 lux otherwise
RH setpoint	None	80% (shiitake), 85% otherwise
Temperature setpoint	21 °C (shiitake only), 24 °C otherwise	24 °C
CO ₂ setpoint	1,500 ppm	

Plant factory with artificial lighting (PFAL) settings are given in Table 4.3. The three containers operate on a staggered 16-h photoperiod so that two are illuminated while one is dark, ensuring continuous CO₂ requirement.

Table 4.3 PFAL production parameters

Parameters	Value
Containers	29.3 m ² each
Cultivated area	42 m ² (48% of footprint, 3 layers)
Crop density	25 plants·m ⁻²
Cultivation period	28 days (DAT to harvest)
Lighting	PPFD 200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, 16 h·day ⁻¹ , staggered (2 illuminated, 1 non-illuminated)
Photoperiod setpoints	24 °C, 75% RH, 1,200 ppm CO ₂ , 200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$
Dark period setpoints	24 °C, RH < 89%, no CO ₂ injection

4.2.1.4 Simulation parameters

The BEM Module defines boundary and operating conditions for heat balance, HVAC operation, and humidifier water use. Weather data is obtained from the Canadian Weather for Energy Calculations (CWECC) Montreal dataset (Environment and Natural Resources Canada, 2020). Each production space is modelled as a distinct thermal zone: incubation, fructification, illuminated PFAL, and non-illuminated PFAL (Figure 4.3), with identical zones grouped.

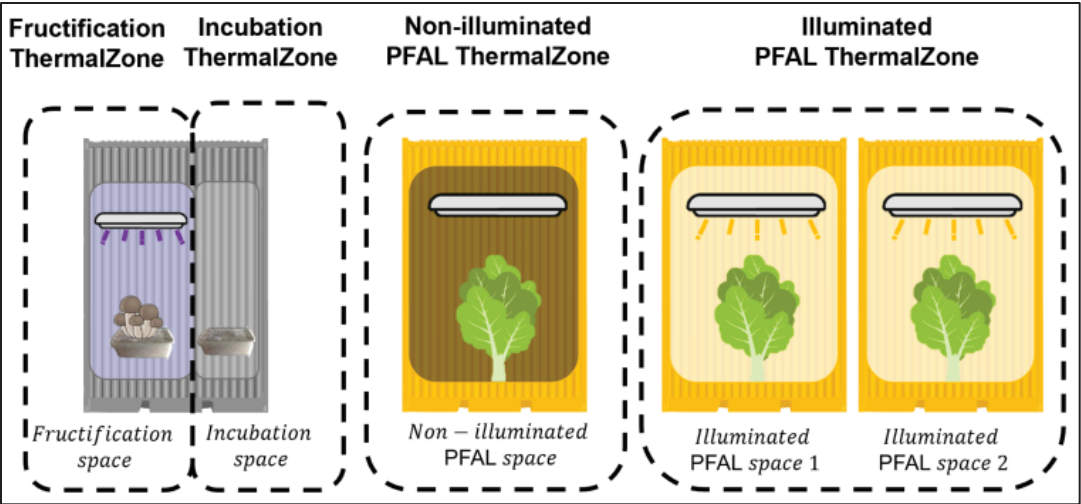


Figure 4.3 Thermal zoning and space type configuration

Internal loads

Internal loads represent the sensible and latent heat exchanges from crops, lighting, and equipment, which are key to accurately estimating heating, cooling, and dehumidification demands. In CEA spaces, these loads are dominated by biological activity and lighting.

Crops

Sensible heat is generated from mushrooms mainly during incubation (Cotter, 2014), while latent heat release is neglected in the fructification space due to the high relative humidity (Han et al., 2009). Heat generation rates for Shiitake and Oyster are presented in Table 4.4.

Table 4.4 Sensible heat generation rate from mushroom substrate in incubation (Meilleur et al., 2023)

Genus	Growing stage	Heat generation rate [W·kg _{sub} ⁻¹]	Substrate	Reference
Oyster	Incubation	7.08	Wheat straw	(Koncsag & Kirwan, 2010)
Shiitake	Incubation	0.02	Wood chips	(Meilleur et al., 2023)

Leafy greens contribute to both sensible and latent heat exchanges via photosynthesis and transpiration. Table 4.5 presents the sensible and latent heat exchange rates estimated by Talbot & Monfet lettuce model (Talbot & Monfet, 2020) for an indoor air temperature of 24 °C at 80% RH, with a lighting intensity of $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Although the CO₂ sub-model is evaluated at 24 °C and 75% RH, this difference in relative humidity (75–80%) is assumed to be non-limiting for lettuce growth, as it falls within the optimal humidity range and does not induce water stress (Ahmed et al., 2020).

Table 4.5 Leafy green crops sensible and latent heat exchange rates

Period	Sensible heat exchange rate [W·m _{prod} ⁻²]	Latent heat exchange rate [W·m _{prod} ⁻²]
Photoperiod (illuminated)	-24.7	53.1
Dark period (non-illuminated)	-13.7	13.7

Lighting

MF lighting is used only during fructification: 500 lux for Shiitake and 2,000 lux for Oyster (12 h·day⁻¹, 100 lm·W⁻¹ efficacy) (Stamets, 2000), giving power densities of 5 W·m⁻² and 20 W·m⁻², with 84% convective and 16% radiative fractions (Liu et al., 2017).

Artificial lighting is a major heat source in the illuminated PFAL containers. The grow lights deliver a PPFD of $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ at an efficacy of $2.6 \mu\text{mol}\cdot\text{J}^{-1}$, equivalent to ~13,000 lux and a power density of 76.9 W·m⁻² (Talbot & Monfet, 2020). Based on experimental results from Graamans et al., (2017), 48% of this electrical input is released as sensible heat (31% convective and 17% radiative), for a total sensible heat gain of 36.9 W·m⁻². The remaining is emitted as PAR and absorbed by the crop for photosynthesis.

Auxiliary fans

Two types of auxiliary fans are modelled separately from the HVAC loops to represent internal air circulation and airflow exchange between the interconnected air loops.

Horizontal Airflow (HAF) fans.

In each PFAL container, HAF fans operate continuously to maintain uniform air velocity near the plant canopy and prevent microclimatic gradients. A power density of $2.5 \text{ W} \cdot \text{m}^{-2}$ of cultivated area is assumed, based on an airflow of $14.2 \text{ L} \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{m}^{-2}$ (Ray et al., 2005) and fan efficiency of $5.7 \text{ L} \cdot \text{s}^{-1} \cdot \text{W}^{-1}$ (J&D Manufacturing, 2025). All electrical input is converted to sensible heat gain, as the fan motors dissipate their heat into the airstream.

Interconnected air loops circulation fan.

In the CC configuration, an additional circulation fan is included to ensure adequate air circulation between containers. Its electrical power input (P_{fan}) is estimated in watts (W) using Equation (4.4), assuming a pressure rise (ΔP) of 250 Pa and an overall fan motor efficiency of 0.7 (U.S. Department of Energy, 2022), where $\dot{V}'_{SA,PFAL}$ is the PFAL volumetric supply airflow rate ($\text{m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$). The resulting heat gain is added as convective sensible load to the illuminated PFAL thermal zone.

$$P_{fan} = \frac{\Delta P \cdot \dot{V}'_{SA,PFAL}}{n_{fan}} \quad (4.4)$$

HVAC system

Each thermal zone is connected to a dedicated HVAC air loop, maintaining temperature and RH setpoints, detailed in Section 4.2.3.3. The system components include an outdoor air inlet fan, heating/cooling coils, a humidifier, and a setpoint manager. The main *EnergyPlus* objects and their input parameters are summarised below:

- **Fans:** modelled as *Fan:VariableVolume* with a pressure rise of 250 Pa, efficiency of 0.6, and motor-in-airstream fraction of 1.0, using default fan power-curve coefficients.

- **Heating and cooling DX coils:** represented by *Coil:HeatingDX:SingleSpeed* and *Coil:CoolingDX:SingleSpeed* objects, with coefficients of performance (COP) of 5 for heating and 3 for cooling, and default performance curves.
- **Reheat coil:** *Coil:Heating:Electric* with 100% efficiency.
- **Heat Exchanger:** Each HVAC loop includes a *HeatExchanger:AirToAir:SensibleAndLatent* with sensible effectiveness values of 0.76 and 0.81, and latent effectiveness values of 0.68 and 0.73 at 100% and 75% airflow rates, respectively. An economiser with a fixed-enthalpy setpoint of $50 \text{ kJ} \cdot \text{kg}^{-1}$ activated when outdoor air enthalpy drops below this threshold, enabling free cooling.
- **Humidifier:** The *Humidifier:Steam:Electric* object, used in *EnergyPlus*, is adjusted in the Post-Processing Module (Section 4.2.4) to represent an ultrasonic mist humidifier with a nominal capacity of 104 W and $0.0011 \text{ kg H}_2\text{O s}^{-1}$ (Canadagrowsupplies, 2025), reflecting its higher efficiency compared with steam systems.
- **Dehumidifier:** *ZoneHVAC:Dehumidifier:DX*, installed in the MF fructification zone; all heat gains are released to the thermal zone.
- **Control:** *SetpointManager:SingleZone:Humidity:Minimum* and *SetpointManager:SingleZone:Reheat* (or *Cooling* for PFAL) to maintain temperature and relative humidity within each air loop.

Schedules and setpoints

Time-dependent control of internal loads (e.g., crop, lighting, HAF) and HVAC operation are modelled with fraction schedules. Temperature, RH and CO₂ setpoints are specified for each thermal zone.

4.2.2 CO₂ Module

Implemented in *Microsoft Excel* (Microsoft Corporation, 2007), the CO₂ Module integrates crop model outputs ($\dot{R}_{incub}$, $\dot{R}_{fruc}$, $\dot{P}_{LG}$), with CEA parameters to generate outdoor air ventilation rates, air loops exchanges, and CO₂-injection inputs for the BEM and Post-Processing Modules (Figure 4.2).

It solves the steady-state CO₂ mass balance for each zone to determine whether outdoor air or supplemental injection is required to maintain target setpoints, 1,500 ppm for the MF and 1,200 ppm for the PFAL, assuming an outdoor baseline of 400 ppm.

In this framework, the primary CO₂ *sources* are mushroom CO₂ emission rates ($\dot{R}_{MF}$) and supplemental CO₂ injection ($\dot{I}_{PFAL}$), while the main *sinks* include plant photosynthesis ($\dot{P}_{PFAL}$), outdoor air ventilation, and infiltration. Figure 4.4 illustrates the CO₂ balance for (a) the BC and (b) the CC, where a prime symbol (') denotes variables modified under the CC configuration. Table 4.6 lists the airflow and CO₂-related variables, with constant parameters remaining identical across all scenarios.

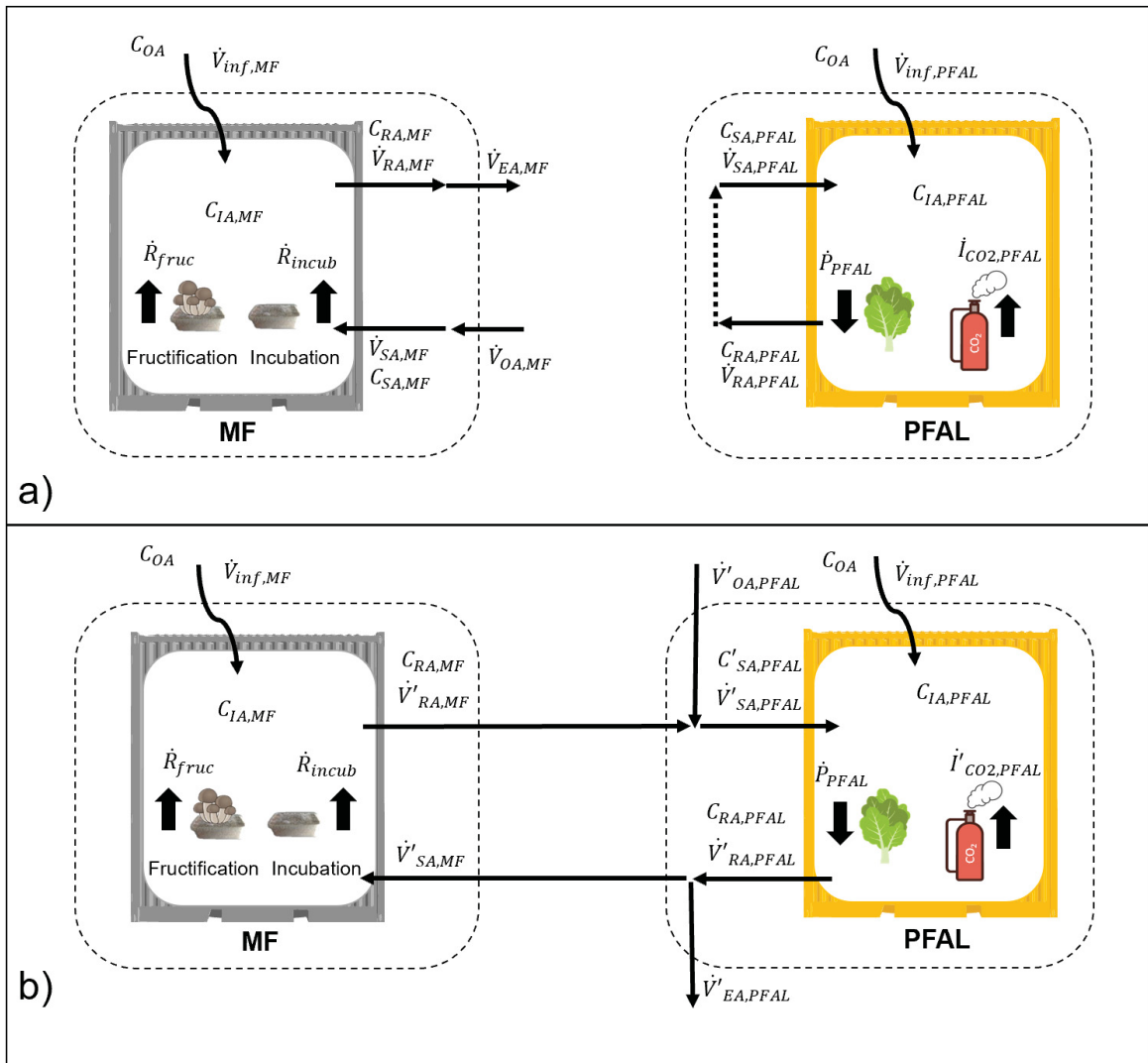


Figure 4.4 Illustration of the CO₂ balance flows of (a) the base case and (b) the circular case

Table 4.6 Key airflow and CO₂-related variables used in the CO₂ Module

Airflow rate	Variable name	Units	Type
$\dot{V}_{SA}, \dot{V}_{RA}, \dot{V}_{EA}, \dot{V}_{OA}$	Supply, return, exhaust and outdoor airflow rates from the HVAC system	$\text{m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$	Variable
$\dot{V}_{inf}$	Infiltration airflow rate entering the space	$\text{m}^3 \cdot \text{s}^{-1}$	Constant
CO₂ concentration			
C_{SA}	Supply air CO ₂ concentration	$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$	Variable
C_{IA}, C_{RA}	Indoor and return air CO ₂ concentrations (assumed equal)	$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$	Constant
C_{OA}	Outdoor air CO ₂ concentration (assumed constant at 400 ppm)	$\mu\text{mol} \cdot \text{mol}^{-1}$	Constant
CO₂ source and sink terms			
$\dot{R}_{MF}, \dot{R}_{incub}, \dot{R}_{fruc}$	CO ₂ emission rates of the MF and incubation and fructification spaces	$\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$	Variable
$\dot{P}_{PFAL}$	Total leafy greens net photosynthesis rate	$\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$	Constant
$\dot{I}_{CO_2}$	Supplemental CO ₂ injection rate	$\text{g CO}_2 \cdot \text{s}^{-1}$	Variable

4.2.2.1 Base case (BC)

In the BC configuration, the MF and PFAL operate independently. The MF uses an open loop supplied entirely with outdoor air ($\dot{V}_{SA,MF} = \dot{V}_{OA,MF}$) to evacuate CO₂ generated by mushroom respiration, while the PFAL operates in a closed-loop ($\dot{V}_{SA,PFAL} = \dot{V}_{RA,PFAL}$), relying on supplemental CO₂ injection to maintain its concentration setpoint.

The outdoor airflow rate required to stabilise CO₂ generated by mushroom respiration is calculated using Equation (4.5). The resulting flow is then allocated between the incubation and fructification spaces according to Equations (4.6) and (4.7).

$$0 = \underbrace{(\dot{R}_{incub} + \dot{R}_{fruc})}_{\text{Source}} - \underbrace{k \cdot (\dot{V}_{OA,MF} + \dot{V}_{inf,MF}) \cdot (C_{IA,MF} - C_{OA})}_{\text{Sink}} \quad (4.5)$$

$$\dot{V}_{OA,MF} = \dot{V}_{OA,incub} + \dot{V}_{OA,fruc} \quad (4.6)$$

$$\dot{V}_{OA,incub} = \dot{V}_{OA,MF} \cdot \frac{\dot{R}_{incub}}{(\dot{R}_{incub} + \dot{R}_{fruc})} \quad (4.7)$$

The BC CO₂ injection rate of the PFAL ($\dot{I}_{CO_2,PFAL}$) is calculated using Equation (4.8), where photosynthesis and outdoor air infiltration act as sinks. This value is later used in the Post-Processing Module to determine CO₂ consumption and savings.

$$0 = \underbrace{\dot{I}_{CO_2,PFAL}}_{Source} - \underbrace{k \cdot (\dot{V}_{inf,PFAL} + \dot{V}_{OA,PFAL}) \cdot (C_{IA,PFAL} - C_{OA}) - P_{PFAL}}_{Sink} \quad (4.8)$$

4.2.2.2 Circular case (CC)

In the CC configuration, the MF exhaust air is recirculated to the two illuminated PFAL containers, creating interconnected air loops system (Figure 4.4 (b)). Three steady-state regimes can occur, depending on the balance between CO₂ generation (*source*) and CO₂ consumption (*sink*):

- **Balanced closed-loop (source = sink):**

When mushroom CO₂ emission rates equal crop CO₂ assimilation and air infiltration dilution, neither outdoor air nor supplemental CO₂ injection is required. The system operates in a fully recirculated loop ($\dot{V}'_{OA} = 0$, $\dot{I}'_{PFAL} = 0$). This represents a perfect mushroom-to-plant ratio.

- **Open-loop (CO₂ surplus - free cooling opportunity):**

When mushroom CO₂ emission rates exceed crop CO₂ assimilation and air infiltration dilution (*source* > *sinks*), outdoor air is introduced to maintain the PFAL CO₂ setpoint of 1,200 ppm. The use of outdoor air also enables free cooling, as the dilution airflow can simultaneously remove lighting and equipment heat while preserving desired CO₂ concentrations.

- **Closed-loop with supplemental CO₂ injection (CO₂ deficit):**

When mushroom CO₂ emission rates are insufficient (*source* < *sinks*), the deficit is compensated by supplemental CO₂ injection, while the system continues to operate in a closed-loop configuration.

To determine the required outdoor airflow or CO₂ injection rate, the MF supply airflow ($\dot{V}'_{SA,MF}$) is first calculated using Equation (4.9) under steady-state conditions, assuming constant return air CO₂ concentrations ($C_{RA,MF}=1,500$ ppm and $C_{RA,PFAL}=1,200$ ppm). The corresponding MF return airflow is then determined using Equation (4.10).

$$0 = \underbrace{(\dot{R}_{incub} + \dot{R}_{fruc})}_{Source} - \underbrace{k \cdot \dot{V}_{inf,MF} \cdot (C_{IA,MF} - C_{OA}) - k \cdot \dot{V}'_{SA,MF} \cdot (C_{IA,MF} - C_{SA,MF})}_{Sink} \quad (4.9)$$

$$0 = \dot{V}'_{RA,MF} - \dot{V}'_{SA,MF} - \dot{V}_{inf,MF} \quad (4.10)$$

Once MF supply and return airflows are solved, the PFAL's outdoor air or supplemental CO₂ injection is obtained from Equations (4.11) and (4.12). The PFAL supply airflow ($\dot{V}'_{SA,PFAL}$) equals the sum of the MF return air ($\dot{V}'_{RA,MF}$) and the outdoor air added by the PFAL HVAC system ($\dot{V}'_{OA,PFAL}$).

$$0 = \underbrace{\dot{I}'_{CO2,PFAL} + k \cdot \dot{V}'_{RA,MF} \cdot (C_{RA,MF} - C_{IA,PFAL})}_{Source} - \underbrace{k \cdot (\dot{V}_{inf,PFAL} + \dot{V}'_{OA,PFAL}) \cdot (C_{IA,PFAL} - C_{OA,PFAL}) - \dot{P}_{PFAL}}_{Sink} \quad (4.11)$$

$$0 = \dot{V}'_{SA,PFAL} - \dot{V}'_{RA,MF} - \dot{V}'_{OA,PFAL} \quad (4.12)$$

4.2.3 BEM Module

The BEM Module estimates energy end use, peak demand and humidifier water use by integrating container parameters, production parameters and simulation parameters defined in sections 4.2.1.2 to 4.2.1.4. The model is implemented in *EnergyPlus* v9.2 (U.S. Department of

Energy, 2019), a BEM tool widely used in controlled environment agriculture studies (Liebman-Pelaez, Kongoletos, Norford, & Reinhart, 2021).

4.2.3.1 Heat balance

The heat balance of the MF and PFAL is represented by transient equations that capture all major internal and external heat exchanges. The HVAC system supplies or removes sensible ($\dot{Q}_s$) and latent ($\dot{Q}_l$) heat to maintain indoor environmental setpoints, according to Equations (4.13) and (4.14).

$$0 = \dot{Q}_{envelope,s} + \dot{Q}_{inf,s} + \dot{Q}_{crop,s} + \dot{Q}_{light,s} + \dot{Q}_{dehum,s} + \dot{Q}_{fan,s} + \dot{Q}_{OA,s} \pm \dot{Q}_{HVAC,s} \quad (4.13)$$

$$0 = \dot{Q}_{inf,l} + \dot{Q}_{crops,l} + \dot{Q}_{OA,l} \pm \dot{Q}_{HVAC,l} \quad (4.14)$$

Where $\dot{Q}_{envelope}$ represents envelope heat transfer (walls, roof, and floor). $\dot{Q}_{inf}$ accounts for infiltration, $\dot{Q}_{crops}$ for biological exchanges (mushrooms or plants), and internal gains include lighting ($\dot{Q}_{light}$), dehumidifiers ($\dot{Q}_{dehum}$), and fans ($\dot{Q}_{fan}$) from both auxiliary and HVAC equipment. $\dot{Q}_{OA}$ represents heat transfer from outdoor air used for CO₂ dilution (from the CO₂ Module), and $\dot{Q}_{HVAC}$ is the net HVAC contribution.

4.2.3.2 Space and internal loads

Loads defined in Section 4.2.1.4 are implemented using *EnergyPlus* objects and schedules summarised in Table 4.7.

Table 4.7 Loads object and schedule definition

Space	Load name	Object	Schedule
MF-fructification	Lights	Lights	Fraction - 12 h·d ⁻¹
	Infiltration	SpaceInfiltration:DesignFlow Rate	AlwaysOn
MF-incubation	Crops	OtherEquipment	AlwaysOn
	Infiltration	SpaceInfiltration:DesignFlow Rate	AlwaysOn
PFAL-illuminated (1 & 2)	Lights	Lights	AlwaysOn
	Fan-HAF	ElectricEquipment	AlwaysOn
	Fan-interconnected air loops circulation	ElectricEquipment	AlwaysOn (Only in CC)
	Crops	OtherEquipment	AlwaysOn
	Infiltration	SpaceInfiltration:DesignFlow Rate	AlwaysOn
PFAL-non-illuminated	Fan-HAF	ElectricEquipment	AlwaysOn
	Crops	OtherEquipment	AlwaysOn
	Infiltration	SpaceInfiltration:DesignFlow Rate	AlwaysOn

4.2.3.3 HVAC systems

The HVAC configuration (Figure 4.5) includes outdoor air inlets, an air-to-air heat exchanger, a circulation fan, heating/cooling coils, a humidifier, and setpoint managers. At the zone level, a packaged terminal heat pump and DX dehumidifier provide supplemental capacity. Unless stated otherwise, HVAC performance and sizing parameters (e.g., coils, fans, control schedules) use *EnergyPlus* defaults.

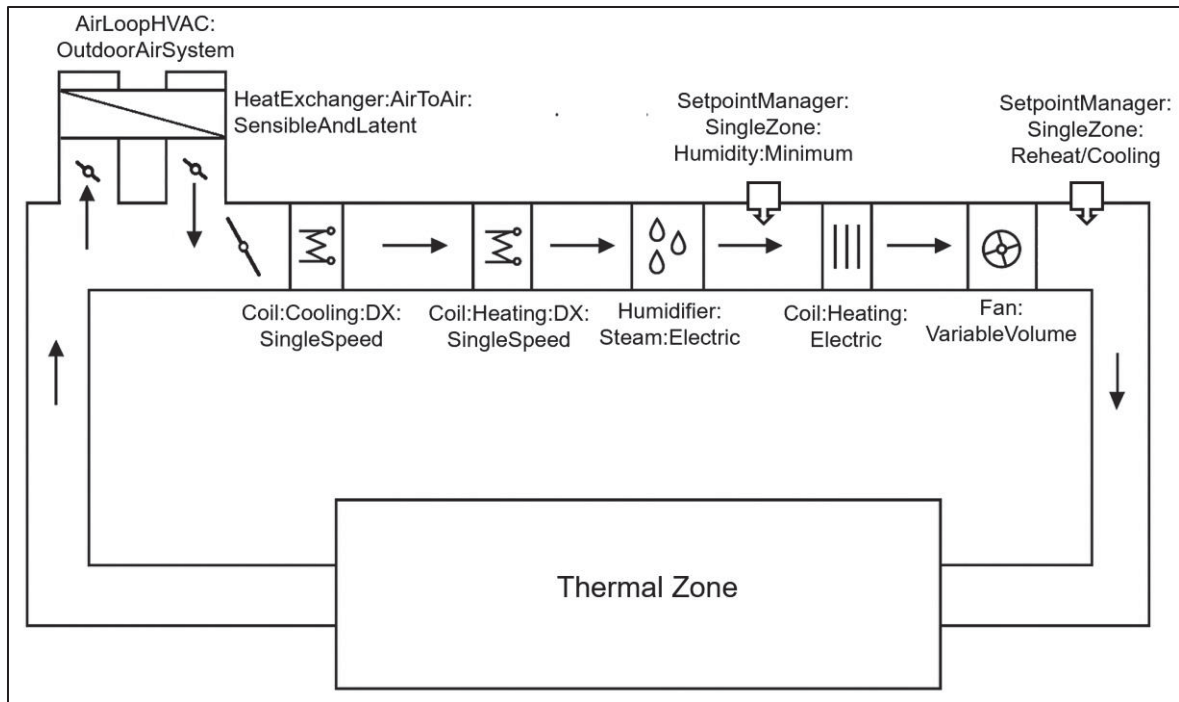


Figure 4.5 HVAC configuration

Airflow

Intermediate airflow variables from the CO₂ Module, specifically the outdoor airflow rate ($\dot{V}_{OA}$ and $\dot{V}'_{OA}$) and CC supply airflow rate ($\dot{V}'_{SA}$), are modelled as constant, since the CO₂ Module is not dynamically coupled to the *EnergyPlus* simulation. Outdoor airflow rates are specified using the *AirLoopHVAC:OutdoorAirSystem* and *HeatExchanger:AirToAir:SensibleAndLatent* objects. Air exchange between the MF and the two illuminated PFAL containers is modelled using the *ZoneMixing* object, based on the interconnected supply airflows ($\dot{V}'_{SAPFAL}$) and ($\dot{V}'_{SAMF}$).

Free cooling

When outdoor air is required by the CO₂ Module ($\dot{V}_{OA}$ or $\dot{V}'_{OA} > 0$), a constant outdoor airflow rate is introduced via the *AirLoopHVAC:OutdoorAirSystem*, depending on outdoor air enthalpy, the system determines whether airflow passes through or bypasses the *HeatExchanger:AirToAir:SensibleAndLatent*, with inputs described in section 4.2.1.4.

4.2.3.4 Output variables

Intermediate outputs, including total energy and humidifier water use, are transferred to the Post-Processing Module. These variables are extracted hourly using *Output:Variable* objects. Energy end use for each HVAC component (e.g., coils, auxiliary fans, humidifier, dehumidifier) is also extracted from the *EnergyPlus* simulation to quantify individual contributions.

4.2.4 Post-Processing Module

The Post-Processing Module compiles outputs from the CO₂ and BEM Modules to quantify CO₂ enrichment, total energy end use, and humidifier water use for each scenario. It also adjusts humidifier electricity use to represent ultrasonic mist units, typical of container-scale mushroom farms and more efficient than the steam humidifiers in *EnergyPlus* (Keshamma, Strusti, Patil, & Saikia, 2022). Mist humidifier power (P_{hum}) is calculated from water use using Equation (4.15).

$$P_{hum} = \left(\frac{\dot{m}_w}{Cap_{nom}} \right) \cdot P_{nom} + P_{fan} + P_{stby} \quad (4.15)$$

where $\dot{m}_w$ is the humidifier water flow [$\text{kg} \cdot \text{s}^{-1}$], Cap_{nom} the nominal water capacity [$\text{kg} \cdot \text{s}^{-1}$], P_{nom} the rated electrical power [W], P_{humfan} the humidifier internal fan power [W], and P_{stby} the standby fan power [W].

Annual CO₂ savings [$\text{kg CO}_2 \cdot \text{yr}^{-1}$] are calculated by comparing the supplemental CO₂ injection rates of the base case and circular case (Equation (4.16)).

$$CO2_{kg,save} = \sum_1^{8,760} \frac{(\dot{I}_{CO2_{BC}} - \dot{I}_{CO2_{CC}})[gCO_2 \cdot s^{-1}] \cdot 3,600 [s \cdot h^{-1}]}{1,000 [g \cdot kg^{-1}]} \quad (4.16)$$

Energy use is then corrected by replacing steam humidifier values with mist humidifier estimates. For the base case, the annual energy use E_{BC} [MWh] is presented in Equation (4.17).

$$E_{BC} = \sum_1^{8,760} \frac{P_{facility_{BC}} - P_{steam_{BC}} + P_{hum_{BC}} [W]}{10^6 [W \cdot MWh^{-1}]} \quad (4.17)$$

For the circular case, annual energy use E_{CC} [MWh] is presented in Equation (4.18).

$$E_{CC} = \sum_1^{8,760} \frac{P_{facility_{CC}} - P_{steam_{CC}} + P_{hum_{CC}} [W]}{10^6 [W \cdot MWh^{-1}]} \quad (4.18)$$

The total annual energy savings ($E_{MWh,save}$) are then calculated using Equation (4.19).

$$E_{MWh,save} = E_{BC} - E_{CC} \quad (4.19)$$

4.2.5 Description of the compared scenarios

Each scenario is simulated under a base case (BC) and a circular case (CC). MF production parameters vary among the three scenarios, while PFAL parameters remain constant. Table 4.8 defines the scenarios and their temperature, RH, and CO₂ setpoints.

Table 4.8 Environmental setpoints and scenario definitions

Scenario	Mushroom farm container			PFAL containers	
	Genus of mushrooms	Incubation setpoints	Fructification setpoints	Photoperiod setpoints	Dark period setpoints
BC-S	Shiitake	21 °C,	24 °C, 80%,	24 °C, 75%, 1,200 ppm	24 °C, 89%
CC-S		1,500 ppm	1,500 ppm		
BC-O	Oyster	24 °C,	24 °C, 85%,		
CC-O		1,500 ppm	1,500 ppm		
BC-M	Mixed	24 °C,	24 °C, 85%,		
CC-M		1,500 ppm	1,500 ppm		

4.3 Results

This section presents the results for six scenarios: three base cases (BC-S, BC-O, BC-M) and three circular cases (CC-S, CC-O, CC-M), as described in Table 4.8. Section 4.3.1 presents the CO₂ fluxes, including airflow requirements and CO₂ injection savings from the CO₂ Module. Section 4.3.2 presents energy end use and peak demand results from the BEM Module.

4.3.1 CO₂ Module: intermediate variables and results

The CO₂ balance results are summarised in Figure 4.6, which illustrates the mass balance fluxes of the BC and CC configurations. CO₂ sources are shown on the left side of the arrow, and sinks on the right. For the BC, only one PFAL case is represented, as all three PFAL scenarios are identical.

In the BC configuration, MF CO₂ emission rates vary considerably by genus. The emission rates are 0.05 g CO₂·s⁻¹ for Shiitake (BC-S), 0.23 g CO₂·s⁻¹ for Oyster (BC-O), and 0.14 g CO₂·s⁻¹ for the Mixed (BC-M) scenario. The PFAL photosynthesis rate is constant across all scenarios at 0.08 g CO₂·s⁻¹, requiring 0.09 g CO₂·s⁻¹ of supplemental CO₂ injection to maintain setpoints when accounting for both photosynthesis and infiltration air dilution.

In the CC configuration, air exchanged between containers allows mushroom CO₂ emission rates to offset PFAL supplemental CO₂ injection. In the CC-S, the injection rate decreases from 0.09 to 0.06 g CO₂·s⁻¹, a 39% reduction relative to BC-S. In CC-O and CC-M, CO₂ emission rates exceed PFAL demand, eliminating supplemental injection (0.00 g CO₂·s⁻¹) and achieving 100% savings. Annually, this equals a reduction of 2,966 kg CO₂·yr⁻¹ of purchased CO₂ for the Oyster and Mixed scenarios (Table 4.10).

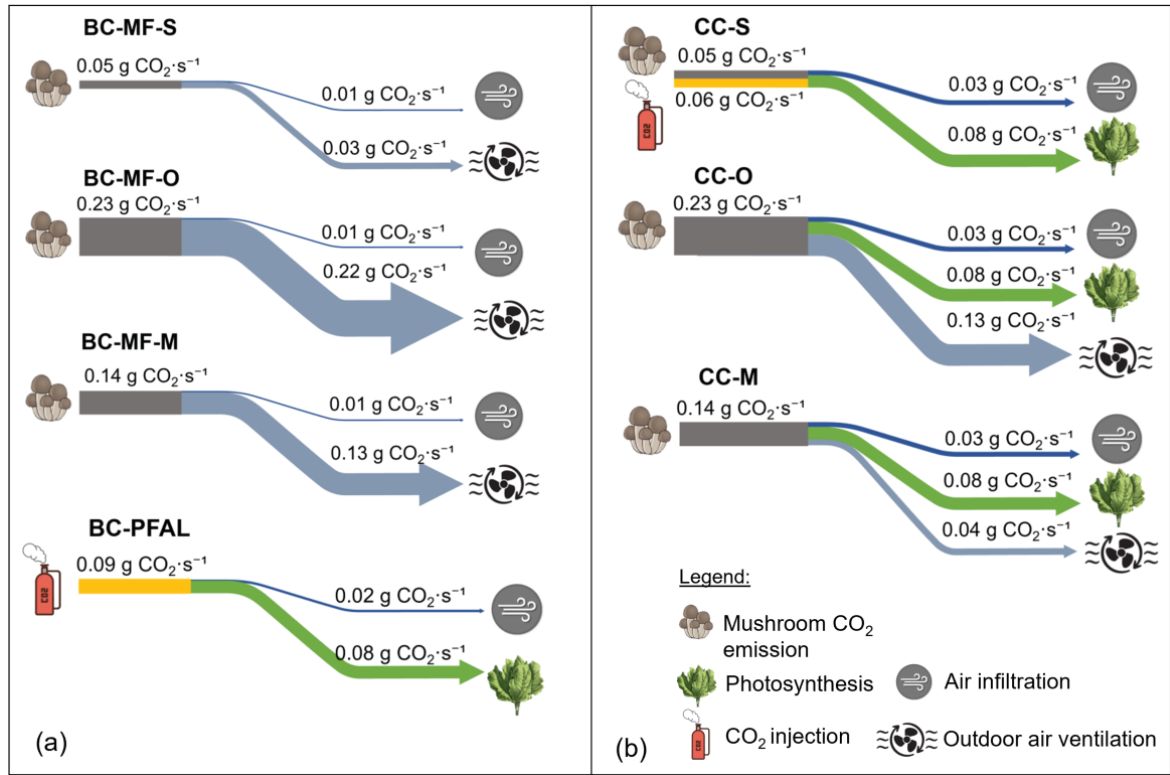


Figure 4.6 CO₂ mass balance fluxes for (a) BC and (b) CC scenarios, illustrating net CO₂ flows

Values shown in the illustration may not sum exactly due to rounding of digits.

Intermediate airflow rates used in the BEM simulations are given in Table 4.9. In the BC, the MF operates in an open-loop configuration where supply airflow ($\dot{V}_{SA,MF}$) consists entirely of outdoor air. In the PFAL BC, the supply airflow ($\dot{V}_{SA,PFAL}$) is omitted since the PFAL operates in a closed-loop and does not affect the CO₂ balance. In CC-S, no excess CO₂ is generated, and consequently no outdoor air is introduced ($\dot{V}'_{OA,PFAL} = 0$). In CC-O and CC-M, outdoor air is supplied for free cooling, simultaneously diluting the CO₂ surplus from mushroom respiration.

Table 4.9 Intermediate airflow rates used as inputs for the *EnergyPlus* simulations

Scenarios	Supply airflow rate [m ³ ·s ⁻¹]		Outdoor airflow rate [m ³ ·s ⁻¹]	
	MF	PFAL	MF	PFAL
BC-S	0.02	-	0.02	0.00
CC-S	0.06	0.07	0.00	0.00
BS-O	0.11	-	0.11	0.00
CC-O	0.40	0.49	0.00	0.09
BC-M	0.06	-	0.06	0.00
CC-M	0.23	0.27	0.00	0.03

Table 4.10 Annual supplemental CO₂ injection and savings for BC and CC scenarios

Scenarios	CO ₂ injection [kg CO ₂ ·yr ⁻¹]	CO ₂ savings [kg CO ₂ ·yr ⁻¹]	R.D.
BC-S	2,966	1,156	39%
CC-S	1,810		
BS-O	2,966	2,966	100%
CC-O	0		
BC-M	2,966	2,966	100%
CC-M	0		

4.3.2 BEM Module results

This section presents energy results, including annual energy end use and peak demand summarised in Table 4.11 and Table 4.12, where R.D. denotes the relative difference between BC and CC. Lighting represents the baseline load and remains constant across all scenarios.

Table 4.11 Annual breakdown of MF and PFAL energy end use (MWh·yr⁻¹) and relative difference (R.D.) between BC and CC

End use		BC-S	CC-S	R.D.	BC-O	CC-O	R.D.	BC-M	CC-M	R.D.
Lighting	MF	0.2	0.2	0%	0.9	0.9	0%	0.9	0.9	0%
	PFAL	56.6	56.6	0%	56.6	56.6	0%	56.6	56.6	0%
Baseline total		56.8	56.8	0%	57.5	57.5	0%	57.5	57.5	0%
Fans	MF	0.2	0.3	-44%	1.1	0.9	20%	0.6	0.5	11%
	PFAL	4.3	4.4	-4%	4.3	5.6	-31%	4.3	5.0	-16%
Heating	MF	2.3	0.7	71%	2.4	0.1	97%	1.8	0.3	84%
	PFAL	2.5	2.5	0%	2.5	2.5	0%	2.5	2.5	0%
Cooling	MF	0.3	0.9	- 225%	8.0	9.9	-24%	3.6	4.9	-38%
	PFAL	27.5	26.4	4%	27.5	12.4	55%	27.5	21.5	22%
Humidification	MF	0.1	0.0	55%	0.9	0.5	48%	0.5	0.3	32%
	PFAL	0.0	0.0	-5%	0.0	0.0	- 1012 %	0.0	0.0	1%
HVAC total		37.3	35.4	5%	46.7	31.9	32%	40.9	35.1	14%
Total		94.1	92.2	2%	104.1	89.3	14%	98.3	92.5	6%

Table 4.12 Breakdown of MF and PFAL peak demand (kW) and relative difference (R.D.) between BC and CC on January 14 at 12:00

End use		BC-S	CC-S	R.D.	BC-O	CC-O	R.D.	BC-M	CC-M	R.D.
Lighting	MF	0.0	0.0	0%	0.2	0.2	0%	0.2	0.2	0%
	PFAL	6.5	6.5	0%	6.5	6.5	0%	6.5	6.5	0%
Baseline total		6.5	6.5	0%	6.7	6.7	0%	6.7	6.7	0%
Fans	MF	0.0	0.1	- 137%	0.1	0.1	20%	0.1	0.1	11%
	PFAL	0.5	0.5	-12%	0.5	0.6	-37%	0.5	0.6	-7%
Heating	MF	1.1	0.0	100%	1.2	0.0	98%	0.8	0.0	100%
	PFAL	1.7	1.8	-4%	1.7	2.1	-18%	1.8	1.9	-6%
Cooling	MF	0.0	1.1	0%	0.6	1.0	-64%	0.2	0.5	- 189%
	PFAL	3.2	3.7	-15%	3.2	0.7	78%	4.0	0.9	78%
Humidification	MF	0.0	0.0	99%	0.1	0.1	49%	0.1	0.0	40%
	PFAL	0.0	0.0	0%	0.0	0.0	0%	0.0	0.0	0%
HVAC total		6.6	7.2	-9%	7.4	4.6	39%	7.4	4.0	47%
Total		13.1	13.7	-5%	14.1	11.2	20%	14.1	10.6	25%

To highlight the impact of the CC configurations, Figure 4.7 compares BC and CC scenarios based solely on HVAC energy use. In *EnergyPlus*, the cooling includes both sensible and latent energy use, i.e., cooling and dehumidification.

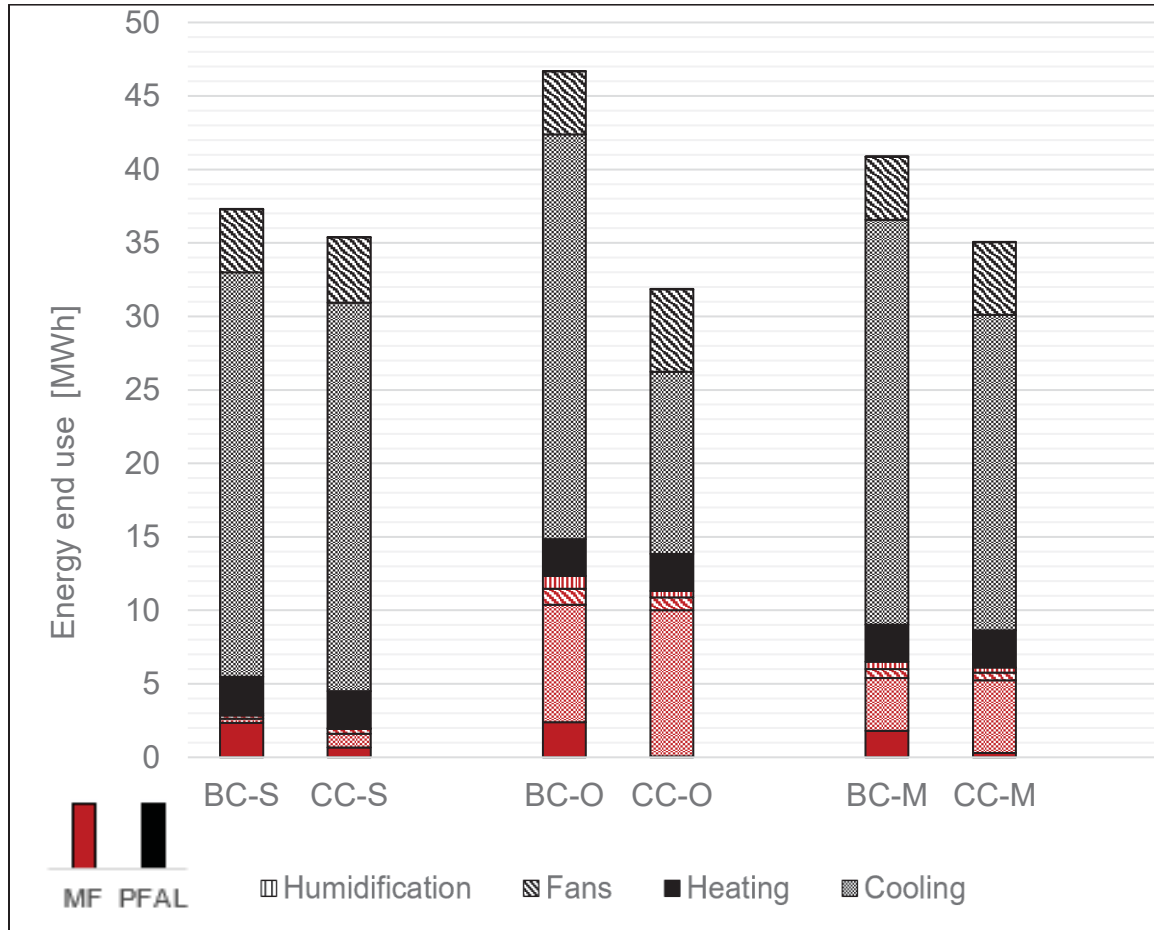


Figure 4.7 Annual HVAC energy end use Per Scenario

In the MF, both energy use and peak demand decrease under CC configurations due to heat recovery from PFAL return air. Heating energy use decreases, and heating peak demand is nearly eliminated ($\approx 100\%$) as recovered heat offsets MF heating needs. Cooling energy use and peak demand rise due to additional sensible and latent heat transferred through the interconnected air loops. Humidification energy use decreases by 32-55%, as moisture from the PFAL return air reduces humidifier operation. Despite higher cooling loads, net HVAC

energy savings reach 6-33% and peak demand reductions up to 44%, demonstrating improved MF efficiency under circular operation.

In the PFAL BC, approximately 62% of total energy use is attributed to lighting (Figure 4.8). Cooling, which accounts for about 30% of the PFAL BC energy use, decreases significantly in the CC configurations due to outdoor air free cooling in CC-O and CC-M. Cooling energy use declines by 4%, 55%, and 22% for CC-S, CC-O, and CC-M, respectively, compared with their base cases. Corresponding cooling peak demand drops by 15%, 78%, and 78%, demonstrating a strong relation between CO₂ dilution and free cooling. Heating energy use remains unchanged, as no air is exchanged with the non-illuminated PFAL container. Fan energy use and peak demand increase due to the added interconnected air loops circulation fan. Overall, PFAL HVAC energy use savings reach 3% (CC-S), 40% (CC-O), and 16% (CC-M), with corresponding peak demand variations of +11% (CC-S), -37% (CC-O), and -47% (CC-M).

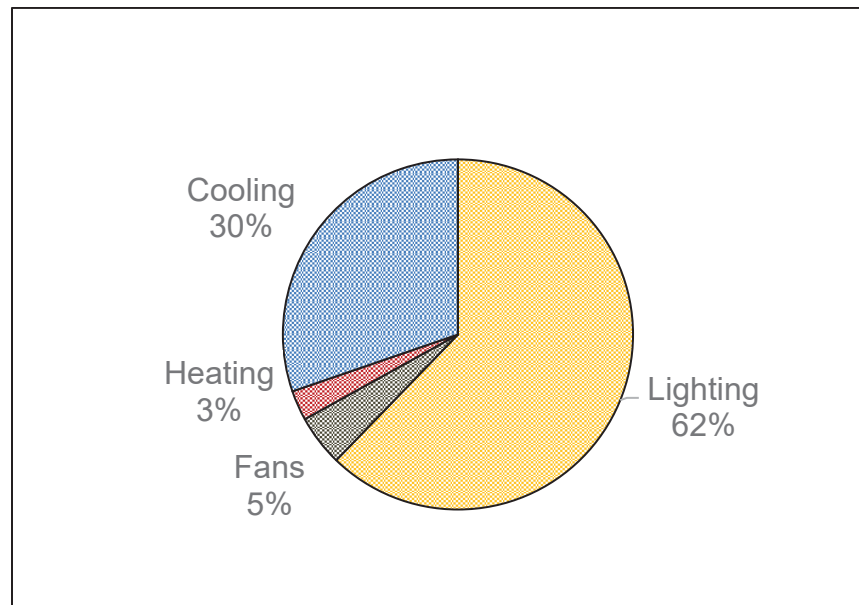


Figure 4.8 Annual energy end use distribution of the PFAL base case

The CC configuration yields total HVAC energy end use reductions of 5%, 32%, and 14%, respectively (Table 4.11). Peak demand decreases by 39% in CC-O and 47% in CC-M, while CC-S shows an increase (+9%) due to the absence of free cooling. Overall, interconnected air loops lower annual energy use and peak demand, especially for Oyster and Mixed scenarios. The Shiitake case achieves significant heating energy savings, but its lower CO₂ generation limits free cooling potential. Since PFAL cooling dominates total energy use, prioritising free cooling and crops with high CO₂ emission rates (e.g., Oyster) offers the best overall performance.

4.4 Discussion

This study demonstrates that integrating a mushroom farm (MF) with a plant factory with artificial lighting (PFAL) can reduce supplemental CO₂ injection, HVAC energy use, and peak demand. When properly balanced, interconnected air loops enable synergistic CO₂ and heat exchanges, improving energy and carbon efficiency without compromising environmental control.

The PFAL energy breakdown ($\approx 62\%$ lighting, $\approx 30\%$ cooling, as shown in Figure 4.8) aligns with prior studies on PFAL energy analysis (Talbot & Monfet, 2020; Song et al., 2023; Eaton et al., 2023). The 55% cooling energy use reduction observed in the CC-O scenario (Table 4.11), primarily due to the use of free cooling, agrees with the 44-67% savings reported for PFAL using comparable cold climate strategies (Ying Zhang & Kacira, 2020). The proposed circular approach goes beyond conventional free cooling by maintaining optimal CO₂ without injection while achieving similar or greater cooling savings.

These findings align with those of Jung & Son (2021), who reported that mushroom CO₂ emission rates from respiration can meet up to 81% of lettuce CO₂ demand under semi-closed conditions. In this study, the CC-O and CC-M cases eliminated the need for supplemental CO₂ injection and reduced HVAC energy use and peak demand by up to 32% and 47%,

respectively. However, uncertainties remain in quantifying CO₂ and energy savings, which depend on system design, crop type, and environmental control strategies.

Crop CO₂ and heat-exchange rates were based on steady-state data from laboratory or small-scale trials that do not fully capture physiological variations across growth stages, as noted by Jung & Son (2021). CO₂ emission rates differ between incubation and fructification stages (Stamets, 2000) and among strains within the same genus (Ou et al., 2020). Mushroom heat generation rates, reported in limited studies (Koncsag & Kirwan, 2010; Meilleur et al., 2023), were assumed constant, while PFAL photosynthesis was modelled for romaine lettuce under fixed environmental conditions (24 °C, 75% RH) (Jung et al., 2014). These simplifications omit diurnal and stage-dependent CO₂ fluctuations that could affect CO₂-energy coupling dynamics. Additionally, CO₂ build-up during the PFAL dark period (Florez-Sarasa et al., 2012) may also slightly reduce injection needs.

HVAC components were modelled using default *EnergyPlus* performance parameters, including fan pressure rise, coil efficiency, and COP (U.S. Department of Energy, 2022). The CO₂ Module was not dynamically linked to *EnergyPlus*, which limits CO₂-energy feedback representation. A dynamic coupling would allow real-time optimisation of airflow, CO₂ exchange, and heat recovery, adapting to production or climate variations. Optimising temperature, humidity, and CO₂ setpoints could further improve performance and productivity. Infiltration was fixed, though it varies with wind and stack effects, which can dilute indoor CO₂ (Kozai et al., 2015). A single cold-climate dataset was used; warmer climates could show lower free cooling and heat-recovery potential (Engler & Krarti, 2021). Finally, techno-economic and sanitary considerations, such as contamination risk or complexity of inter-zone air control, were not assessed but remain essential for real-world implementation.

Among tested crops, oyster mushrooms showed the highest respiration rates, enhancing CO₂ recovery and free cooling potential. Developing validated respiration and heat generation models for this species would improve predictions and extend applicability to other climates

and facility scales. As MF heating loads are minor relative to PFAL cooling loads, future cold climate designs should prioritise free cooling optimisation and dynamic CO₂-BEM coupling.

Overall, the results confirm that a circular approach with interconnected air loops enhances resource efficiency in CEA systems, reducing HVAC energy use, peak demand, and supplemental CO₂, while maintaining environmental setpoints.

4.5 Conclusion

This study quantified CO₂ exchange and HVAC energy use savings from coupling a mushroom farm (MF) with a plant factory with artificial lighting (PFAL). The modelling framework integrated a CO₂ mass-balance with building energy modelling (BEM) in *EnergyPlus* to assess savings of interconnected HVAC air loops. The base case included one 20-ft MF and three 40-ft PFAL containers.

Results showed that mushroom respiration fully met PFAL CO₂ demands in the Oyster and Mixed scenarios (2,966 kg CO₂ yr⁻¹ saved) and partially offset demand in the Shiitake case (1,156 kg CO₂ yr⁻¹) due to lower respiration rates. On the energy side, lighting dominated PFAL electricity use (62%), followed by HVAC (38%). Circular configurations reduced PFAL cooling by up to 55% through free cooling, and MF heating by up to 97% through heat recovery from the PFAL return air. In the most energy-efficient scenario, CC-O, HVAC energy use fell by 14% facility-wide, or up to 32% when considering HVAC alone, despite a modest rise in MF cooling energy use. Peak demand followed the same trend, with HVAC lowered by 39% and 47% for the Oyster and Mixed scenarios, respectively, confirming the operational savings of the integrated system.

These findings demonstrate that a circular approach with interconnected air loops can enhance both CO₂ use and HVAC efficiency, advancing resource-efficient controlled-environment agriculture. Future work should prioritise dynamic coupling of CO₂ and BEM Modules,

refinement of oyster mushroom heat and mass transfer data, and comprehensive techno-economic and life-cycle assessments to evaluate system feasibility across different climates, crops, and facility scales.

DISCUSSION ET CONCLUSION

Ce mémoire avait pour objectif de développer une approche circulaire intégrant les échanges de CO₂ et thermique entre une ferme de champignons (MF) et une ferme de production de légumes-feuilles sous éclairage artificiel (PFAL). L'étude visait à démontrer qu'une telle synergie, fondée sur la valorisation mutuelle des flux de CO₂ et thermiques, pouvait réduire le besoin d'injection de CO₂ et la consommation d'énergie dans l'ensemble des espaces de production agricoles en environnement contrôlé (AEC). Malgré la croissance rapide des recherches sur les couplages entre systèmes biologiques, très peu d'études se sont intéressées à l'interconnexion directe entre champignons et plantes. À ce jour, aucune étude ne semble avoir quantifié simultanément les échanges de CO₂ et thermiques entre une MF et une PFAL. Cette lacune scientifique a motivé la conception d'un protocole combinant essais expérimentaux et modélisation numérique, afin de développer un cadre d'analyse intégré des échanges de CO₂ et thermiques entre systèmes agricoles interconnectés.

L'étude s'est focalisée sur la culture de laitues de type PFAL, couplée à la culture de deux variétés de champignons, le pleurote et le shiitake, choisies pour leurs contrastes métaboliques et leurs antécédents dans les recherches sur la synergie champignons-légumes-feuilles. Le pleurote s'est révélé particulièrement favorable à l'enrichissement en CO₂, présentant un taux de respiration nettement supérieur à celui du shiitake, tant en phase d'incubation qu'en phase de fructification. Le shiitake, quant à lui, a été considéré comme une variété à potentiel thermique intéressant pour le modèle PFAL, en raison de ses conditions de culture caractérisées par des températures et des humidités relatives plus faibles, ce qui limite la chaleur dégagée et facilite les échanges thermiques entre les espaces de production. Toutefois, les données issues de la littérature demeurent limitées pour le shiitake, notamment en phase d'incubation, ce qui a justifié la réalisation d'un essai en conditions contrôlées.

Les résultats expérimentaux du premier article, combinés aux données issues de la littérature (chapitre 3), ont permis d'établir des taux d'émission de CO₂ variés selon le genre, la

température et le stade de croissance (Table 4.1), offrant un cadre de référence pour des études ultérieures. Il a été observé que le pleurote présente un métabolisme plus rapide que celui du shiitake, avec un taux de respiration environ deux fois plus élevé en incubation. Ces écarts se traduisent également sur le plan thermique : les gains de chaleur générés par le pleurote sont significatifs, tandis que ceux du shiitake demeurent modestes. Stamets (2000) rapporte que les salles d'incubation de pleurote requièrent généralement 1 à 2 renouvellements d'air par heure, soit environ le double de celles destinées au shiitake (0 à 1 h⁻¹), confirmant ainsi l'ordre de grandeur du dégagement de CO₂ observé expérimentalement. Stamets (2000) mentionne également que le centre des blocs de substrat atteint une température supérieure à la température ambiante (environ 35 °C au centre contre une température ambiante d'environ 24 °C) en raison de la chaleur métabolique dégagée par le mycélium, ce qui indique un comportement exothermique. Cependant, aucune comparaison directe entre le shiitake et le pleurote n'est proposée par Stamets (2000) ni par les autres sources consultées, ce qui met en évidence la pertinence des mesures réalisées dans cette étude (Table 3.6) et l'originalité de leur apport.

Ces différences métaboliques entre le shiitake et le pleurote ont conduit à la définition de trois scénarios de production pour la modélisation numérique de la synergie : une culture de shiitake (S), une culture de pleurote (O) et un mélange de ces deux cultures (M). La configuration de production repose sur des conteneurs modulaires, une solution de plus en plus adoptée en agriculture urbaine, offrant à la fois une grande flexibilité d'intégration et une structure normalisée facilitant l'analyse du rapport volumique MF-PFAL. Dans leur étude, Jung & Son (2021b) ont utilisé un ratio de 2,2 laitues par kg de substrat de pleurote, ce qui a permis de récupérer environ 81 % du CO₂ émis durant la photosynthèse tout en minimisant l'échange d'air avec l'extérieur. L'approche proposée diffère : elle visait à combler 100 % des besoins d'injection de CO₂ du PFAL, quitte à générer un excès à diluer, d'où le choix d'un ratio plus faible, soit 0,9 laitue par kg de substrat, permettant d'entièrement satisfaire les besoins des plantes pour les scénarios CC-O et CC-M. En termes de volume, le ratio obtenu est d'environ 1 : 6 (soit un conteneur MF de 20 pi pour trois conteneurs PFAL de 40 pi), mettant en évidence

que la production de champignons requiert un espace relativement restreint comparativement à celle des légumes-feuilles. Ce constat de proportion réelle est impossible à déterminer dans l'étude de Jung & Son (2021b), menée à petite échelle, avec des volumes identiques pour tous les espaces de culture.

Le module CO₂ représente la première étape du calcul de synergie. Il intègre les taux de respiration des champignons et le modèle d'assimilation des légumes-feuilles afin d'équilibrer la concentration de CO₂ dans le système interconnecté. Les simulations ont révélé un résultat important : non seulement il est entièrement possible de répondre à la demande d'enrichissement en CO₂ du PFAL grâce à la respiration des champignons dans les scénarios CC-O et CC-M, mais un excès de CO₂ est même généré, ce qui oblige sa dilution avec de l'air extérieur pour respecter le point de consigne de concentration de CO₂ souhaité. Dans les PFAL, le CO₂ est généralement un intrant coûteux, et les systèmes de ventilation sont conçus pour en limiter le renouvellement. Or, lorsque la respiration des champignons dépasse les besoins photosynthétiques des plantes, l'introduction d'air extérieur pour diluer le CO₂ devient non seulement nécessaire pour stabiliser la concentration, mais aussi énergétiquement avantageuse, car elle permet d'exploiter le *free cooling* pour refroidir la PFAL tout en maintenant le niveau de CO₂ désiré. Bien que Jung & Son (2021b) aient prévu d'introduire de l'air extérieur lorsque la concentration intérieure dépassait 2 000 ppm pour diluer l'excès de CO₂, leur modèle n'envisageait pas l'usage de cet air comme moyen de régulation thermique. Intégrer ce procédé à l'approche proposée dans la présente étude élargit la portée énergétique de la synergie. En effet, les travaux précédents visaient principalement à minimiser les échanges d'air avec l'extérieur afin de maintenir un environnement aussi clos que possible, ce qui diffère fondamentalement de la présente stratégie, qui mise sur l'exploitation du *free cooling* comme vecteur d'efficacité énergétique.

Le module énergétique (BEM), développé avec l'outil de simulation énergétique *EnergyPlus*, a permis de traduire ces bilans de CO₂ en termes de consommation d'énergie. En combinant les débits d'air issus du module CO₂ avec les conditions de production et les caractéristiques

thermiques des cultures, il a été possible d'évaluer les besoins de chauffage et de refroidissement pour chaque scénario. Les résultats démontrent que la configuration circulaire permet une réduction des besoins de chauffage de la MF, due à la récupération de la chaleur produite par la PFAL, ainsi qu'une diminution de la consommation d'énergie liée au refroidissement de la PFAL, grâce au *free cooling* nécessaire à la dilution du CO₂ excédentaire. Des travaux récents sur l'intégration urbaine de fermes verticales (Blom, Jenkins, & Dobbelsteen, 2024) confirment que la chaleur résiduelle issue d'une PFAL peut être injectée dans un réseau de chaleur ou valorisée par des systèmes de CVCA intégrés. Toutefois, ces approches reposent généralement sur des technologies de récupération centralisées (exemples, échangeurs hydroniques, réseaux à basse température et pompes à chaleur) qui compliquent leur mise en œuvre. Le présent travail explore une approche intégrée consistant à transférer l'air chaud et enrichi en CO₂ d'un espace de production vers un autre, permettant ainsi de valoriser simultanément le CO₂ et la chaleur de manière simple et peu mécanisée et sans recourir à une élévation de température, tout en exploitant les différents besoins de production de différents types de culture. Il serait également pertinent d'explorer la possibilité de créer une synergie gazeuse sans système mécanique, selon une approche *low-tech*, par exemple en intégrant des sacs de substrat en incubation directement dans la zone de culture du PFAL. Une telle configuration pourrait contribuer à compenser l'injection de CO₂, tout en limitant les risques de contamination.

Ces travaux s'inscrivent dans un champ de recherche émergent, où la circularité appliquée à l'agriculture en environnement contrôlé demeure encore peu explorée. Les travaux complétés démontrent la pertinence d'une approche circulaire d'interconnexion entre une ferme de champignons (MF) et une ferme de légumes-feuilles (PFAL), visant à réduire simultanément les intrants externes de CO₂ et la consommation d'énergie des installations tout en maintenant les conditions de culture désirées. Les contributions concrètes de ce projet incluent la présentation des résultats préliminaires du modèle de synergie lors du congrès de l'ACFAS (Association canadienne-française pour l'avancement des sciences) 2023, suivie de la publication d'un premier article scientifique et de la soumission d'un second pour publication.

L'étude a permis d'établir un cadre de référence inédit sur les taux d'émission de CO₂ et les dégagements thermiques du pleurote et du shiitake, fournissant des données essentielles à la communauté scientifique pour la modélisation et la conception de systèmes intégrant la culture de champignons, en synergie ou non avec une culture végétale. Elle offre également un premier ordre de grandeur du potentiel d'économies liées à l'injection de CO₂ et d'énergie dans un climat froid, selon différentes configurations de production. Par ailleurs, l'utilisation du *free cooling* liée à l'excès de CO₂ généré par les champignons constitue une avancée conceptuelle, proposant une alternative simple et efficace aux stratégies conventionnelles de contrôle climatique dans les PFAL.

Enfin, le cadre méthodologique développé dans ce travail, combinant essais expérimentaux, bilans de masse en CO₂ et modélisation énergétique, constitue une contribution scientifique d'une grande originalité. Il offre une base solide pour de futurs travaux explorant les synergies entre champignons et plantes, ainsi que pour d'autres champs d'étude visant à optimiser les interactions biologiques et thermiques dans les systèmes d'agriculture en environnement contrôlé.

RECOMMANDATIONS

La liste suivante de recommandations vise à orienter les chercheurs, les concepteurs et les exploitants d'installations d'agriculture en environnement contrôlé (AEC) vers des actions concrètes pour approfondir et valoriser le potentiel des synergies CO₂-thermiques entre les fermes de champignons (MF) et les fermes végétales à éclairage artificiel (PFAL).

1. **Explorer les ratios de production champignons-plantes :** Simuler différents ratios volumétriques et de production entre la MF et la PFAL afin de déterminer les points optimaux et limites d'échange thermique par le *free cooling*.
2. **Renforcer l'intégration entre les modèles CO₂ et énergétiques :** Développer un modèle dynamique pleinement couplé entre le module CO₂ et le module énergétique (BEM) afin de simuler les rétroactions entre la respiration, la photosynthèse et la régulation thermique, incluant les effets de la croissance.
3. **Réaliser une étude paramétrique d'optimisation des conditions de culture :** Compléter une analyse multi-objectifs faisant varier la température, l'éclairage, la densité de production et la variété cultivée afin d'identifier les combinaisons de paramètres optimales selon différents objectifs : la productivité, l'efficacité énergétique ou la réduction des émissions de GES. Une priorité pourrait être accordée aux paramètres facilement intégrables aux modèles actuels, notamment l'étanchéité de l'enveloppe, la concentration de CO₂, l'intensité lumineuse, la température et le VPD.
4. **Inclure des indicateurs de performance économique et de productivité :** Étendre les études de synergie pour considérer non seulement les économies de CO₂ et d'énergie, mais aussi la productivité, les coûts d'exploitation et le retour sur investissement des configurations circulaires.
5. **Élargir l'analyse climatique de l'approche :** Reproduire les simulations dans divers climats représentatifs (degrés-jours de chauffage et de refroidissement) afin d'évaluer le potentiel énergétique réel de la synergie MF-PFAL.

La mise en œuvre de ces recommandations permettrait de consolider les bases scientifiques de la synergie MF-PFAL, d'en affiner la modélisation, et d'accélérer le transfert technologique vers une agriculture en environnement contrôlé plus économe, circulaire et durable.

ANNEXE I

INPUT DATA TABLES OF THE BEM MODULE

This section presents space load object input used in the *EnergyPlus* energy model including lights, fans, humidifier and crops.

Table-A I-1 Light electrical power input and schedule fraction per space

LIGHTS			
Space Name	Object Name	Light total power per space (W)	Schedule
PFAL-Illuminated	Croplight-PFAL-Illuminated	3231	1
Fructification	Croplight-Fructification-Shiitake	49	0.5
Fructification	Croplight-Fructification-Oyster	195	0.5

Table-A I-2 HAF electrical power input and schedule fraction per space

HAF			
Space Name	Object Name	HAF total power per space (W)	Schedule
PFAL-Illuminated	HAF - PFAL - Illuminated	105	1
PFAL-Non-Illuminated	HAF - PFAL - Non Illuminated	105	1

Table-A I-3 Interconnected air loops circulation fan electrical power input, airflow, fan performance and schedule fraction per space

Interconnected air loops circulation fan						
Thermal zone	Object Name	P fan [W]	Schedule	n	V [m3/s]	dP [Pa]
PFAL-Illuminated	MixFan-CC-S	24	1	0.7	0.1	250
PFAL-Illuminated	MixFan-CC-O	175	1	0.7	0.5	250
PFAL-Illuminated	MixFan-CC-M	95	1	0.7	0.3	250

Table-A I-4 Mist humidifier performances values

Mist humidifier		
Nominal capacity [W]	Nominal capacity [kg/s]	Water density @20oC [kg/m3]
104	0.0011	998

Table-A I-5 PFAL crops heat exchange rates per space

Space	Production size		Heat exchange			
	Production size [unit]	Unit	Latent heat [W/unit]	Sensible heat [W/unit]	Latent heat [W]	Sensible heat [W]
PFAL-Illuminated	42	m ² production	13.7	-13.7	575.4	-575.4
PFAL- Non-Illuminated	42	m ² production	53.1	-24.7	2230.2	-1037.4

Table-A I-6 MF crops heat exchange rates per scenario

Scenario	Production size		Heat exchange			
	Production size [unit]	Unit	Latent heat [W/unit]	Sensible heat [W/unit]	Latent heat [W]	Sensible heat [W]
Incubation - Oyster	580	kg	0	7.08	0	4106
Incubation - Shiitake	580	kg	0	0.02	0	12
Incubation - Mixed	580	kg	0	0	0	2059

LISTE DE RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ahmed, H. A., Tong, Y., Li, L., Sahari, S. Q., Almogahed, A. M., & Cheng, R. (2022). Integrative Effects of CO₂ Concentration, Illumination Intensity and Air Speed on the Growth, Gas Exchange and Light Use Efficiency of Lettuce Plants Grown under Artificial Lighting. *Horticulturae*, 8(3). <https://doi.org/10.3390/horticulturae8030270>
- Ahmed, H. A., Yu-Xin, T., & Qi-Chang, Y. (2020). Optimal control of environmental conditions affecting lettuce plant growth in a controlled environment with artificial lighting: A review. *South African Journal of Botany*, 130, 75–89. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.12.018>
- Ainsworth, E. A., & Rogers, A. (2007). The response of photosynthesis and stomatal conductance to rising [CO₂]: Mechanisms and environmental interactions. *Plant, Cell and Environment*, 30(3), 258–270. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2007.01641.x>
- ASHRAE. (2017). ASHRAE fundamentals (SI). In ASHRAE, “2017, ASHRAE fundamentals (SI),” in 2017, ASHRAE fundamental handbook SI, 2017th.
- Aznar-Sánchez, J. A., Piquer-Rodríguez, M., Velasco-Muñoz, J. F., & Manzano-Agugliaro, F. (2019). Worldwide research trends on sustainable land use in agriculture. *Land Use Policy*, 87(June). <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2019.104069>
- Barbosa, G. L., Almeida Gadelha, F. D., Kublik, N., Proctor, A., Reichelm, L., Weissinger, E., ... Halden, R. U. (2015). Comparison of land, water, and energy requirements of lettuce grown using hydroponic vs. Conventional agricultural methods. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 12(6), 6879–6891. <https://doi.org/10.3390/ijerph120606879>
- Bellettini, M. B., Fiorda, F. A., Maieves, H. A., Teixeira, G. L., Ávila, S., Hornung, P. S., ... Ribani, R. H. (2019). Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 633–646. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2016.12.005>
- Benis, K., Reinhart, C., & Ferrão, P. (2017). Development of a simulation-based decision support workflow for the implementation of Building-Integrated Agriculture (BIA) in urban contexts. *Journal of Cleaner Production*, 147, 589–602. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2017.01.130>
- Blom, T. T., Jenkins, A. A., & Dobbeltstein, A. A. J. F. A. Van Den. (2024). Synergetic urbanism : a theoretical exploration of a vertical farm as local heat source and flexible electricity user. *Sustainable Cities and Society*, 103(November 2023), 105267. <https://doi.org/10.1016/j.scs.2024.105267>

- Cadavid, H., Garzón, W., Pérez, A., López, G., Mendivelso, C., & Ramírez, C. (2018). Towards a Smart Farming Platform: From IoT-Based Crop Sensing to Data Analytics. In *Advances in Computing* (pp. 237–251).
- Canadagrowsupplies. (2025). Hydrofogger Humidifier 200 Pints. Retrieved October 23, 2025, from <https://canadagrowsupplies.com/products/>
- Carotti, L., Graamans, L., Puksic, F., Butturini, M., Meinen, E., Heuvelink, E., & Stanghellini, C. (2021). Plant Factories Are Heating Up: Hunting for the Best Combination of Light Intensity, Air Temperature and Root-Zone Temperature in Lettuce Production. *Frontiers in Plant Science*, 11(January). <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.592171>
- Castilla, N. (2004). *Greenhouse technology and management*.
- Chang, S. T., & Miles, P. G. (2004). Mushrooms: Cultivation, nutritional value, medicinal effect, and environmental impact: Second edition. In *Mushrooms: Cultivation, Nutritional Value, Medicinal Effect, and Environmental Impact*. [https://doi.org/10.1663/0013-0001\(2005\)059\[0310:dfabre\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1663/0013-0001(2005)059[0310:dfabre]2.0.co;2)
- Chanter, D. O., & Thornley, J. H. M. (1978). Mycelial Growth and the Initiation and Growth of Sporophores in the Mushroom Crop: a Mathematical Model. *Journal of General Microbiology*, (1978), 55–65.
- Chen, L., Qian, L., Zhang, X., Li, J., Zhang, Z., & Chen, X. (2022). Research progress on indoor environment of mushroom factory. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering*, 15(1), 25–32. <https://doi.org/10.25165/j.ijabe.20221501.6872>
- Chutimanukul, P., Phetkaew, P., Sukdee, S., Thepsilvisut, O., & Ehara, H. (2025). Comparison of Growth, Yield, and Carbon Dioxide Emission After Cultivation of Five Edible Mushrooms. *Resources*, 14(4). <https://doi.org/10.3390/resources14040055>
- Cotter, T. (2014). *Organic Mushroom Farming and Mycoremediation*.
- Daunicht, H. J. (1997). Gas turnover and gas conditions in hermetically closed plant production systems. In *Plant Production in Closed Ecosystems* (pp. 225–244).
- De-Pablos-Heredero, C., Montes-Botella, J. L., & García-Martínez, A. (2018). Sustainability in smart farms: Its impact on performance. *Sustainability (Switzerland)*, 10(6), 1–16. <https://doi.org/10.3390/su10061713>
- Dorr, E., Koegler, M., Gabrielle, B., & Aubry, C. (2021). Life cycle assessment of a circular, urban mushroom farm. *Journal of Cleaner Production*, 288, 125668. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.125668>

- Eaton, M., Shelford, T., Cole, M., & Mattson, N. (2023). Modeling resource consumption and carbon emissions associated with lettuce production in plant factories. *Journal of Cleaner Production*, 384(June 2022), 135569. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2022.135569>
- EMF. (2021). Completing the Picture: How the circular economy tackles climate change 2021 Reprint. *Ellen MacArthur Foundation*, 3(26 September), 71. Retrieved from <https://emf.thirdlight.com/link/w750u7vysuy1-5a5i6n/@/preview/1?o%0Ahttps://emf.thirdlight.com/link/2j2gtyion7ia-n3q5ey/@/preview/1?o%0Awww.ellenmacarthurfoundation.org>
- Engler, N., & Krarti, M. (2021). Review of energy efficiency in controlled environment agriculture. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 141(January), 110786. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2021.110786>
- Environment and natural resources Canada. (2020). *Canadian Weather Energy and Engineering Datasets*. Retrieved from https://climate.weather.gc.ca/prods_servs/engineering_e.html
- Espitia, J. J., Amado, G., Rodriguez, J., Gomez, L., Gil, R., Flores-Velasquez, J., ... Villagran, E. (2025). CO₂ Enrichment in Protected Agriculture: A Bibliometric Review on Greenhouses, Controlled Environment Systems, and Vertical Farms—Part 1. *Horticulturae*, 11(5), 1–40. <https://doi.org/10.3390/horticulturae11050476>
- Farquhar, G. D., Caemmerer, S., & Berry, J. A. (1980). A biochemical model of photosynthetic CO₂ assimilation in leaves of C₃ species. *Planta*, 149(1), 78–90–90. Retrieved from <http://dx.doi.org/10.1007/BF00386231>
- Farquhar, G. D., & von Caemmerer, S. (1982). Modelling of Photosynthetic Response to Environmental Conditions. *Physiological Plant Ecology II*, 549–587. https://doi.org/10.1007/978-3-642-68150-9_17
- Florez-Sarasa, I., Araújo, W. L., Wallström, S. V., Rasmusson, A. G., Fernie, A. R., & Ribas-Carbo, M. (2012). Light-responsive metabolite and transcript levels are maintained following a dark-adaptation period in leaves of *Arabidopsis thaliana*. *New Phytologist*, 195(1), 136–148. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2012.04153.x>
- Geiger, F., Bengtsson, J., Berendse, F., Weisser, W. W., Emmerson, M., Morales, M. B., ... Inchausti, P. (2010). Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and biological control potential on European farmland. *Basic and Applied Ecology*, 11(2), 97–105. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2009.12.001>

- Gentry, M. (2019). Local heat, local food: Integrating vertical hydroponic farming with district heating in Sweden. *Energy*, 174, 191–197. <https://doi.org/10.1016/j.energy.2019.02.119>
- Gomiero, T., Paoletti, M. G., & Pimentel, D. (2008). Energy and environmental issues in organic and conventional agriculture. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 27(4), 239–254. <https://doi.org/10.1080/07352680802225456>
- Graamans, L., van den Dobbelsteen, A., Meinen, E., & Stanghellini, C. (2017). Plant factories; crop transpiration and energy balance. *Agricultural Systems*, 153, 138–147. <https://doi.org/10.1016/j.agsy.2017.01.003>
- Grobman, Y. J., Weisser, W., Shwartz, A., Ludwig, F., Kozlovsky, R., Ferdman, A., ... Windorfer, L. (2023). Architectural Multispecies Building Design: Concepts, Challenges, and Design Process. *Sustainability (Switzerland)*, 15(21). <https://doi.org/10.3390/su152115480>
- Guo, S. S., Mao, R. X., Zhang, L. L., Tang, Y. K., & Li, Y. H. (2017). Progress and prospect of research on controlled ecological life support technique. *Reach*, 6, 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.reach.2017.06.002>
- Hamam, M., Chinnici, G., Di Vita, G., Pappalardo, G., Pecorino, B., Maesano, G., & D'Amico, M. (2021). Circular economy models in agro-food systems: A review. *Sustainability (Switzerland)*, 13(6), 1–18. <https://doi.org/10.3390/su13063453>
- Han, J. H., Kwon, H. J., Yoon, J. Y., Kim, K., Nam, S. W., & Son, J. E. (2009). Analysis of the thermal environment in a mushroom house using sensible heat balance and 3-D computational fluid dynamics. *Biosystems Engineering*, 104(3), 417–424. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2009.07.007>
- Higgins, C., Margot, H., Warnquist, S., Obeysekare, E., & Mehta, K. (2017). Mushroom cultivation in the developing world: A comparison of cultivation technologies. *GHTC 2017 - IEEE Global Humanitarian Technology Conference, Proceedings, 2017-Janua*, 1–7. <https://doi.org/10.1109/GHTC.2017.8239314>
- Hyunja Chung, J. (2021). *Carbon Dioxide Generation By Fungal Mycelium During Spawn Run*. The University of Arizona.
- Iqbal, T., Rodrigues, F. A. S., Mahajan, P. V., & Kerry, J. P. (2009). Effect of Time, temperature, and slicing on respiration rate of mushrooms. *Journal of Food Science*, 74(6). <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2009.01198.x>
- J&D Manufacturing. (2025). Green Breeze HAF Fan. Retrieved from https://jdmfg.com/wp-content/uploads/2020/11/065-66_GreenBreeze_25.pdf

- Jung, D. H. (2016). *CO₂ Control Strategies for Sustainable Cultivation of King Oyster Mushrooms and Romaine Lettuces in a Closed Production System*. Seoul National University.
- Jung, D. H., Kim, C. K., Oh, K. H., Lee, D. H., Kim, M., Shin, J. H., & Son, J. E. (2014). Analyses of CO₂ concentration and balance in a closed production system for king oyster mushroom and lettuce. *Horticultural Science and Technology*, 32(5), 628–635. <https://doi.org/10.7235/hort.2014.13192>
- Jung, D. H., Kim, D., Yoon, H. I., Moon, T. W., Park, K. S., & Son, J. E. (2016). Modeling the canopy photosynthetic rate of romaine lettuce (*Lactuca sativa* L.) grown in a plant factory at varying CO₂ concentrations and growth stages. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 57(5), 487–492. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0103-z>
- Jung, D. H., & Son, J. E. (2021a). Carbon Dioxide Emission Modeling of King Oyster Mushroom before and after Thinning Processes According to Temperature and Growth Stage. *Journal of Bio-Environment Control*, 30(2), 140–148. <https://doi.org/10.12791/ksbec.2021.30.2.140>
- Jung, D. H., & Son, J. E. (2021b). CO₂ utilization strategy for sustainable cultivation of mushrooms and lettuces. *Sustainability (Switzerland)*, 13(10). <https://doi.org/10.3390/su13105434>
- Kandasamy, P., Moitra, R., & Mukherjee, S. (2015). Measurement and Modeling of Respiration Rate of Tomato (Cultivar Roma) for Modified Atmosphere Storage. *Recent Patents on Food, Nutrition & Agriculture*, 7(1), 62–69. <https://doi.org/10.2174/2212798407666150616125550>
- Kassim, M. R. M., Mat, I., & Yusoff, I. M. (2019). Applications of internet of things in mushroom farm management. *Proceedings of the International Conference on Sensing Technology, ICST, 2019-Decem*, 5–10. <https://doi.org/10.1109/ICST46873.2019.9047702>
- Keshamma, E., Strusti, S. N. R., Patil, D. N., & Saikia, A. (2022). *Mushroom Farming*. Book Saga Publications.
- Kitaya, Y., Tani, A., Kiyota, M., & Aiga, I. (1994). Plant growth and gas balance in a plant and mushroom cultivation system. *Advances in Space Research*, 14(11), 281–284. [https://doi.org/10.1016/0273-1177\(94\)90309-3](https://doi.org/10.1016/0273-1177(94)90309-3)
- Koncsag, C. I., & Kirwan, K. (2010). *Heat and Mass Transfer Study During Wheat Straw Solid Substrate Fermentation with P. ostreatus*. 55(69), 1–4.

- Kozai, T., Niu, G., & Takagaki, M. (2015). *Plant factory: an indoor vertical farming system for efficient quality food production. Academic Press.*
- Kozai, Toyoki. (2018). Current Status of Plant Factories with Artificial Lighting (PFALs) and Smart PFALs. In *Smart Plant Factory*. https://doi.org/10.1007/978-981-13-1065-2_1
- Kozai, Toyoki, Niu, G., & Takagaki, M. (2019). *Plant factory: An indoor vertical farming system for efficient quality food production: Second edition.* In *Plant Factory: An Indoor Vertical Farming System for Efficient Quality Food Production: Second Edition.*
- Lamichhane, J. R., Dachbrodt-Saaydeh, S., Kudsk, P., & Messéan, A. (2016). Conventional Pesticides in Agriculture: Benefits Versus Risks. *Plant Disease*, 100(1), 10–24. Retrieved from <https://apsjournals.apsnet.org/doi/pdf/10.1094/PDIS-05-15-0574-FE>
- Li, Y., Ding, Y., Li, D., & Miao, Z. (2018). Automatic carbon dioxide enrichment strategies in the greenhouse: A review. *Biosystems Engineering*, 171, 101–119. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2018.04.018>
- Liebman-Pelaez, M., Kongoletos, J., Norford, L. K., & Reinhart, C. (2021). Validation of a building energy model of a hydroponic container farm and its application in urban design. *Energy and Buildings*, 250, 111192. <https://doi.org/10.1016/j.enbuild.2021.111192>
- Liu, R., Zhou, X., Lochhead, S. J., Zhong, Z., Huynh, C. Van, & Maxwell, G. M. (2017). Low-energy LED lighting heat gain distribution in buildings, part II: LED luminaire selection and test results. *Science and Technology for the Built Environment*, 23(4), 688–708. <https://doi.org/10.1080/23744731.2016.1250563>
- Long, S. P. (1991). Modification of the response of photosynthetic productivity to rising temperature by atmospheric CO₂ concentrations: Has its importance been underestimated? *Plant, Cell & Environment*, 14(8), 729–739. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.1991.tb01439.x>
- Mahajan, P. V., Oliveira, F. A. R., & Macedo, I. (2008). Effect of temperature and humidity on the transpiration rate of the whole mushrooms. *Journal of Food Engineering*, 84(2), 281–288. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2007.05.021>
- Mahamad, K., Mansuriwong, P., & Petlamul, W. (2021). Application of Smart Farm System to Enhance Phoenix Oyster Mushroom Production. *ASEAN Journal of Scientific and Technological Reports*, 24(3), 47–57. <https://doi.org/10.55164/ajstr.v24i3.243604>

- Martin, M., Weidner, T., & Gullström, C. (2022). Estimating the Potential of Building Integration and Regional Synergies to Improve the Environmental Performance of Urban Vertical Farming. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 6(March), 1–18. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2022.849304>
- Matsumoto, M., & Nishimura, T. (1998). Mersenne Twister: A 623-Dimensionally Equidistributed Uniform Pseudo-Random Number Generator. *ACM Transactions on Modeling and Computer Simulation*, 8(1), 3–30. <https://doi.org/10.1145/272991.272995>
- Meilleur, M., Monfet, D., & Bastien, D. (2023). Modeling Carbon Dioxide Emission And Heat Exchange Rates of Oyster and Shiitake Mushrooms Using Experimental Data. *Sustainability (Switzerland)*, 1–18.
- Microsoft Corporation. (2007). *Microsoft Excel*.
- Niggli, U., Fließbach, a., Hepperly, P., & Scialabba, N. (2009). Low greenhouse gas agriculture: Mitigation and adaptation potential of sustainable farming systems. *Food and Agriculture Organization of the United Nations*, 1–26. Retrieved from <http://orgprints.org/15690/1/niggli-et-al-2009-lowgreenhouse.pdf>
- Ou, Y., Zhang, L., Yu, H., Song, C., Zhang, M., Tan, Q., & Shang, X. (2020). CO2 release from *Lentinula edodes* strains under different cultivation modes. *Acta Edulis Fungi*, 27(August), 37–44.
- Park, Y. G., Park, J. E., Hwang, S. J., & Jeong, B. R. (2012). Light source and CO2 concentration affect growth and anthocyanin content of lettuce under controlled environment. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 53(6), 460–466. <https://doi.org/10.1007/s13580-012-0821-9>
- Piesse, M. (2020). Global Food and Water Security in 2050 : Demographic Change and Increased Demand. *Future Directions International*, (February).
- Pomponi, F., & Moncaster, A. (2017). Circular economy for the built environment: A research framework. *Journal of Cleaner Production*, 143, 710–718. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2016.12.055>
- Ray, S. J., Wills, J. B., Honea, G. S., Buschermohle, M. J., Straw, R. A., & Raman, D. R. (2005). A One-Year Study Of A Supplemental Air Distribution System For Greenhouses. *Applied Engineering in Agriculture*, 21(5), 915–924.
- Russell, S. (2014). *The Essential Guide to Cultivating Mushrooms*.

- Seginer, I., Shina, G., Albright, L. D., & Marsh, L. S. (1991). Optimal temperature setpoints for greenhouse lettuce. *Journal of Agricultural Engineering Research*, 49(C), 209–226. [https://doi.org/10.1016/0021-8634\(91\)80040-L](https://doi.org/10.1016/0021-8634(91)80040-L)
- Širić, I., Abou Fayssal, S., Adelodun, B., Mioč, B., Andabaka, Ž., Bachheti, A., ... Eid, E. M. (2023). Sustainable Use of CO₂ and Wastewater from Mushroom Farm for *Chlorella vulgaris* Cultivation: Experimental and Kinetic Studies on Algal Growth and Pollutant Removal. *Horticulturae*, 9(3). <https://doi.org/10.3390/horticulturae9030308>
- Song, R., Liu, D., Pan, Y., Cheng, Y., & Meng, C. (2023). Container farms: Energy modeling considering crop growth and energy-saving potential in different climates. *Journal of Cleaner Production*, 420(June), 138353. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2023.138353>
- Stamets, P. (2000). *Growing Gourmet and Medicinal Mushrooms* (Third).
- Talbot, M. (2019). *Développement d'une approche d'estimation de l'impact des plantes sur les charges d'un espace d'agriculture intégrée au bâtiment*. 128.
- Talbot, M. H., & Monfet, D. (2020). Estimating the impact of crops on peak loads of a Building-Integrated Agriculture space. *Science and Technology for the Built Environment*, 26(10), 1448–1460. <https://doi.org/10.1080/23744731.2020.1806594>
- Tani, A., Kiyota, M., & Aiga, I. (1995). Trace gases generated in closed plant cultivation systems and their effects on plant growth. *Biological Sciences in Space = Uchū Seibutsu Kagaku*, 9(4), 314–326. <https://doi.org/10.2187/bss.9.314>
- Tani, A., Kiyota, M., Aiga, I., Nitta, K., Tako, Y., Ashida, A., ... Saito, T. (1996). Measurements of trace contaminants in closed-type plant cultivation chambers. *Advances in Space Research*, 18(4–5), 181–188. [https://doi.org/10.1016/0273-1177\(95\)00875-F](https://doi.org/10.1016/0273-1177(95)00875-F)
- Thompson, H. C., Langhans, R. W., Both, A. J., & Albright, L. D. (1998). Shoot and root temperature effects on lettuce growth in a floating hydroponic system. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, Vol. 123, pp. 361–364. <https://doi.org/10.21273/jashs.123.3.361>
- Thornley, J. H. M. (1974). Light Fluctuations and Photosynthesis. *Annals of Botany*, 38(March 1974), 363–373.
- Tilman, D., Balzer, C., Hill, J., & Befort, B. L. (2011). Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 108(50), 20260–20264. <https://doi.org/10.1073/pnas.1116437108>

- Toh Liang Su1, Khor Sen Chou, Muhammad Afiq Kamaruzali, Mashitah Jusoh, Azzami Adam Muhamad Mujab, Khalisanni Khalid, ... Nazmin Yaapar. (2024). An Exploration into “Do-It-Yourself” (DIY) CO₂ Enrichment Chambers: Utilising Grey Oyster Mushroom (*Pleurotus pulmonarius* (Fr.) Quél) Respiration to Improve Okra (*Abelmoschus esculentus* L.) Seedlings Growth. *Journal of Tropical Plant Physiology*, 16(1), 14. <https://doi.org/10.56999/jtpp.2024.16.1.35>
- U.S. Department of Energy. (2019). *EnergyPlus (Version 9.2)*. Retrieved from <https://energyplus.net/>
- U.S. Department of Energy. (2022). *Documentation: Engineering Reference - EnergyPlus Version 22.1.0*. 1774. Retrieved from https://energyplus.net/assets/nrel_custom/pdfs/pdfs_v22.1.0/EngineeringReference.pdf
- Vanthoor, B. H. E., Stanghellini, C., Van Henten, E. J., & De Visser, P. H. B. (2011). A methodology for model-based greenhouse design: Part 1, a greenhouse climate model for a broad range of designs and climates. *Biosystems Engineering*, 110(4), 363–377. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2011.06.001>
- Velasco-Muñoz, J. F., Aznar-Sánchez, J. A., López-Felices, B., & Román-Sánchez, I. M. (2022). Circular economy in agriculture. An analysis of the state of research based on the life cycle. *Sustainable Production and Consumption*, 34, 257–270. <https://doi.org/10.1016/j.spc.2022.09.017>
- Velasco-Muñoz, J. F., Mendoza, J. M. F., Aznar-Sánchez, J. A., & Gallego-Schmid, A. (2021). Circular economy implementation in the agricultural sector: Definition, strategies and indicators. *Resources, Conservation and Recycling*, 170(April). <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2021.105618>
- Waldron, D. (2018). Evolution of vertical farms and the development of a simulation methodology. *WIT Transactions on Ecology and the Environment*, 217, 975–986. <https://doi.org/10.2495/SDP180821>
- Wang, A., Lv, J., Wang, J., & Shi, K. (2022). CO₂ enrichment in greenhouse production: Towards a sustainable approach. *Frontiers in Plant Science*, 13(October), 1–10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1029901>
- Wang, J., Lu, W., Tong, Y., & Yang, Q. (2016). Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.) exposed to different ratios of red light to blue light. *Frontiers in Plant Science*, 7(MAR2016), 1–10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00250>

- Ward, R., Choudhary, R., Cundy, C., Johnson, G., & McRobie, A. (2015). SIMULATION OF PLANTS IN BUILDINGS; INCORPORATING PLANT-AIR INTERACTIONS IN BUILDING ENERGY SIMULATION. *Proceedings of the 14th Conference of International Building Performance Simulation Association*.
- Ward, R., Jans-Singh, M., & Choudhary, R. (2018). Smart Plant Factory. In *International Business Research* (Vol. 3).
- Yamori, N., Levine, C. P., Mattson, N. S., & Yamori, W. (2022). Optimum root zone temperature of photosynthesis and plant growth depends on air temperature in lettuce plants. *Plant Molecular Biology*, (0123456789). <https://doi.org/10.1007/s11103-022-01249-w>
- Yuan, X., Hu, J., Marcelis, L. F. M., Heuvelink, E., Peng, J., Yang, X., & Yang, Q. (2025). Advanced technologies in plant factories: exploring current and future economic and environmental benefits in urban horticulture. *Horticulture Research*, 12(5). <https://doi.org/10.1093/hr/uhaf024>
- Zhang, S., Wang, H., Bi, X., & Clift, R. (2021). Synthesis and assessment of a biogas-centred agricultural eco-industrial park in British Columbia. *Journal of Cleaner Production*, 321(August), 128767. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2021.128767>
- Zhang, Yaoqi, Geng, W., Shen, Y., Wang, Y., & Dai, Y. C. (2014). Edible mushroom cultivation for food security and rural development in China: Bio-innovation, technological dissemination and marketing. *Sustainability (Switzerland)*, 6(5), 2961–2973. <https://doi.org/10.3390/su6052961>
- Zhang, Ying, & Kacira, M. (2020). *Plant Factory System*. 85(5), 310–320.
- Zuo, H., Zheng, W., Wang, M., & Zhang, X. (2023). Prediction of Heat and Cold Loads of Factory Mushroom Houses Based on EWT Decomposition. *Sustainability (Switzerland)*, 15(21). <https://doi.org/10.3390/su152115270>