HAL
open science

Culture hors sol de concombre sous serres chauffées : acquisition de références physiologiques et proposition d'outils d'aide au pilotage du climat

Jordan Schuppe

To cite this version:

Jordan Schuppe. Culture hors sol de concombre sous serres chauffées : acquisition de références physiologiques et proposition d'outils d'aide au pilotage du climat. Sciences agricoles. 2016. dumas-01392074

HAL Id: dumas-01392074

https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01392074v1

Submitted on 4 Nov 2016

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

AGROCAMPUS OUEST

☑ **CFR Angers**

☐ **CFR Rennes**

Mémoire de fin d'études

☑ d'Ingénieur de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage

☐ de Master de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage

☐ d'un autre établissement (étudiant arrivé en M2)

Année universitaire : **2015-2016**

Spécialité : **Horticulture**

Spécialisation (et option éventuelle) :

Fruits, Légumes, Alimentation et Marchés

Culture hors sol de concombre sous serres chauffées : acquisition de références physiologiques et proposition d'outils d'aide au pilotage du climat

Par : **Jordan SCHUPPE**

Illustrations : Jordan SCHUPPE

Soutenu à Angers le 9 Septembre 2016

Devant le jury composé de :

Président : Mickaël DELAIRE (enseignant chercheur Agrocampus-Ouest)

Maître de stage : Vincent TRUFFAULT (ingénieur de recherche Ctifl)

Enseignant référent : Gerhard BUCK-SORLIN (enseignant chercheur Agrocampus-Ouest)

Autres membres du jury :

Benjamin COUSSY (ingénieur d'étude FNAMS)

Pierre-Emmanuel BOURNET (Directeur UP Environnement physique de la plante horticole (EPHor-Agrocampus Ouest))

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle d'AGROCAMPUS OUEST

Fiche de confidentialité et de diffusion du mémoire

Confidentialité :

☐ Non ☑ Oui si oui : ☑ 1 an ☐ 5 ans ☐ 10 ans

Pendant toute la durée de confidentialité, aucune diffusion du mémoire n'est possible [1].
A la fin de la période de confidentialité, sa diffusion est soumise aux règles ci-dessous (droits d'auteur et autorisation de diffusion par l'enseignant à renseigner).
Date et signature du maître de stage [2] :

Droits d'auteur

L'auteur[3] autorise la diffusion de son travail (immédiatement ou à la fin de la période de confidentialité)

☑ Oui ☐ Non

Si oui, il autorise

☐ la diffusion papier du mémoire uniquement(4)

☐ la diffusion papier du mémoire et la diffusion électronique du résumé

☑ la diffusion papier et électronique du mémoire (joindre dans ce cas la fiche de conformité du mémoire numérique et le contrat de diffusion)

(Facultatif) ☐ accepte de placer son mémoire sous licence Creative commons CC-By-Nc-Nd (voir Guide du mémoire Chap 1.4 page 6)

Date et signature de l'auteur :

Autorisation de diffusion par le responsable de spécialisation ou son représentant

L'enseignant juge le mémoire de qualité suffisante pour être diffusé.

☑ Oui ☐ Non

Si non, seul le titre du mémoire apparaîtra dans les bases de données.
Si oui, il autorise

☐ la diffusion papier du mémoire uniquement(4)

☐ la diffusion papier du mémoire et la diffusion électronique du résumé

☑ la diffusion papier et électronique du mémoire

Date et signature de l'enseignant :

(1) L'administration, les enseignants et les différents services de documentation d'AGROCAMPUS OUEST s'engagent à respecter cette confidentialité
(2) Signature et cachet de l'organisme
(3).Auteur = étudiant qui réalise son mémoire de fin d'études
(4) La référence bibliographique (= Nom de l'auteur, titre du mémoire, année de soutenance, diplôme, spécialité et spécialisation/Option)) sera signalée dans les bases de données documentaires sans le résumé

Remerciements

En premier lieu, je tiens tout particulièrement à remercier Vincent Truffault, mon maitre de stage, pour m'avoir transmis une partie de son savoir et de son goût pour la physiologie végétale. Je le remercie également pour ses nombreuses relectures et tout le temps qu'il a pu m'accorder.

Je tiens également à remercier l'équipe de techniciens serres du Ctifl, composée de Dominique Lesourd et Denis Lodas puis complétée par Irène Gérondeau. Merci à Dominique pour son infaillibilité à résoudre les problèmes informatiques et pour toutes les informations sur la gestion du climat des serres qu'il a pu me transmettre. Merci à Denis pour m'avoir fait découvrir le pilotage de la fertirigation des serres ainsi que la salle de sport de Carquefou. Merci à Irène pour ces innombrables séances de pesée de tomates et concombres!

Merci à Julien et Rami, collègues stagiaires et collègues de bureau, sans qui ce stage n'aurait pas eu la même ambiance. Merci également aux stagiaires pleins champs pour toutes ces parties de carte durant la pose du midi.

Je remercie Eric Brajeul, chef de centre, pour m'avoir permis de réaliser mon stage de fin d'études au sein du Ctifl de Carquefou.

Il semble également indispensable de remercier tout le personnel réalisant les travaux de culture, sans qui les expérimentations menées dans ce travail n'auraient pas été possible.

Merci également à Héloïse pour toutes ses relectures.

Table des matières

Introduction **1**

1. Cas d'étude : Le concombre **2**

2. Etat de l'art **3**

2.1. Indicateurs physiologiques de la performance des plantes 3

2.1.1. Présentation de l'activité photosynthétique des végétaux 3

2.1.2. Principaux paramètres environnementaux influençant l'activité physiologique des plantes sous serre 4

2.2. Gestion du risque sanitaire 9

2.2.1. Principaux pathogènes fongiques 9

2.2.2. Paramètres climatiques et contrôle sanitaire 11

3. Matériel et méthodes **13**

3.1. Matériel végétal 13

3.1.1. Les variétés cultivées 13

3.1.1. Conduites culturales 13

3.2. Dispositif expérimental 15

3.3. Protocoles expérimentaux 15

3.3.1. Référentiel d'activité photosynthétique 15

3.3.2. Détermination du LAI 17

3.3.1. Validation de capteurs de température de fruit 18

3.4. Traitement statistique des données 19

4. Résultats **20**

4.1. Référentiel d'activité photosynthétique 20

4.1.1. Axe 1 Feuille de référence 20

4.1.2. Axe 2 Détermination des interactions optimales rayonnement / [CO_2] 21

4.2. Estimation de surface foliaire et LAI 23

4.2.1. Validation des données obtenues par mesure sur ImageJ 23

4.2.2. Axe 1 détermination de la formule d'estimation de surface foliaire 23

4.2.3. Axe 2 détermination de la feuille de référence 24

4.2.4. Axe 3 détermination de la formule d'estimation de l'indice de surface foliaire 24

4.3. Capteurs de température de fruits 26

4.3.1. Axe 1 Identification des périodes à risque de condensation sur fruit 26

4.3.2. Axe 2 Validation du capteur HortiMax 26

4.3.3. Axe 3 Test des capteurs de type faux fruits 26

5. Discussion 28

5.1. Référentiel d'activité photosynthétique 28

5.2. Indice de surface foliaire 30

5.3. Capteur de température de fruit 31

Conclusion 34

Bibliographie.....35

Sitographie 39

Liste des ANNEXES

ANNEXE I Descriptif du projet CONSER
ANNEXE II Formule du LAI et géométrie foliaire
ANNEXE III Suivi du LAI, seconde culture fil haut
ANNEXE IV Première culture fil haut, Aljona, Ctifl

Liste des abréviations

[CO_2] : Concentration en dioxyde de carbone
°C : degrés Celsius
CTIFL : Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes
DRS : De Ruiter Seeds
HPS : High pressure sodium (lampe à vapeur de sodium)
LAI : Leaf Area Index (Indice de surface foliaire)
LED: light-emitting diode (diode électroluminescente)
m : mètre
M€ : Million d'euros
nm : nanomètre
Nu : Nunhems
PAR : Photosynthetically active radiation (rayonnement photosynthétiquement actif)
PBI : Protection biologique intégrée
PPFD : photosynthetic photon flux density (densité du flux de photons photosynthétiquement actifs)
ppm : Parties par million
RI : Rayonnement instantané
RuBisCO : ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygénase
RZ : Rijk Zwaan
t : tonne

Liste des tableaux

Tableau 1 Tableau descriptif presentant les varietes de concombre cultivees au CTIFL ainsi que les principales caracteristiques de culture en fonction du mode de conduite culturale et de la periode de plantation..... 13
Tableau 2 Principales caracteristiques de la conduite climatique des deux compartiments suivis dans ce travail (Palissage V, Palissage fil haut) 15
Tableau 3 Parametres climatiques respectes pour determiner la feuille de reference et les differents couples optimum (CO_2 – Intensite lumineuse) 16
Tableau 4 Resume des differents axes de travail suivis pour la partie capteur de temperature de fruits..... 19
Tableau 5 Classement des jours selon la temperature moyenne journaliere (leve au couche de soleil) pour les tests sur les capteurs de types faux fruits..... 19

Liste des figures

Figure 1 Repartition de la production française de concombres par departements (moyenne 2010/20214) (FRANCE AGRIMER, 2016) 2

Figure 2 Repartition de la production française de concombres par region et par modes de cultures en 2015 (FRANCE AGRIMER, 2015) 2

Figure 3 Schema representant la structure d'une cellule vegetale avec un zoom sur la structure du chloroplaste (Wiki media Commons) 3

Figure 4 Representation schematique de l'utilisation du rayonnement solaire par les vegetaux (100% = totalite du rayonnement solaire incident). Les valeurs a l'interieur des fleches representent les pourcentages du rayonnement utilises ou utilisable par la plante. Les valeurs a droite des fleches representent le pourcentage du rayonnement solaire non utilisable. D'apres (Zhu et al, 2010) 4

Figure 5 Mise en evidence du phenomene de saturation lumineuse sur la photosynthese. Au-dela d'une certaine intensite lumineuse (dependant de l'espece vegetale et de la concentration en CO_2) l'activite photosynthetique n'augmente plus puis diminue en raison du processus de Photooxidation (Chapin et al, 2011) 4

Figure 6 : Position de la longueur (L) et largeur (W) a mesurer sur la feuille de concombre pour utiliser la formule d'estimation de surface foliaire (Blanco et Folegatti, 2003) 5

Figure 7 : Representation graphique theorique de la relation entre l'intensite lumineuse et l'assimilation carbonee photosynthetique avec la mise en evidence du CO_2 comme facteur limitant (Brajeul et al 2001, d'apres Bakker et al 1995). Espece vegetale non precisee. 6

Figure 8 Graphique representant l'activite photosynthetique en fonction de la temperature, pour differents niveaux de rayonnement et de concentration en CO2 d'apres (Heuvelink et al., 2008). Plus l'intensite lumineuse et la concentration en CO2 sont elevees, plus la plante va reagir aux temperatures elevees. 7

Figure 9 Visualisation des differents reseaux de chauffages utilises en culture de concombre sur fil haut, Ctifl carquefou (Source personnelle) 7

Figure 10 Visualisation de la disposition des plants de concombres dans une serre conduite en palissage en V (Brajeul et al, 2001) 14

Figure 11 Representation schematique de l'evolution des plantes conduites en palissage sur fil haut (partie de gauche) et en palissage en V avec selection de 3 axillaires (partie droite) (source personnelle) 14

Figure 12 Visualisation de la chambre de mesure de l'appareil Li6400 XT en situation de mesure. La pince permet de fixer la chambre de mesure de maniere hermetique sur la feuille a mesurer (source personnelle) 16

Figure 13 Visualisation du traitement des photographies de feuilles avec le logiciel ImageJ. (A gauche) mesure de la longueur et largeur de la feuille. (A droite) mesure de la surface foliaire apres binarisation de l'image). En bas de l'image on peut apercevoir la regle graduee utilisee pour la mise a l'echelle de l'image. (Source personnelle) 17

Figure 14 Visualisation du prototype de capteur de temperature de fruit developpe par l'entreprise HortiMax, positionne sur un fruit. La camera infrarouge permettant la mesure de temperature est identifiee a l'aide d'un cercle (source personnelle) 18

Figure 15 Visualisation des deux faux fruits utilises avec a gauche le capteur de type briquette de jus de fruit et a droite le flacon de 250mL (source personnelle) 19

Figure 16 Graphiques representant l'activite photosynthetique nette exprimee en µmol CO_2 .m^{-2}.s^{-1} (A) et l'activite photosynthetique nette moyenne par feuille en fonction de l'etage foliaire mesure (B). La zone d'activite maximale mise en evidence par un cercle (A) se situe entre la feuille n°6 et la feuille n°10. Finalement, la feuille la plus photosynthetiquement active est la feuille n°9 (B). Les barres d'erreurs representent les ecarts type lies aux repetitions biologiques. Conditions des mesures : CO_2 environ 300ppm, intensite lumineuse 800 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}, Temperature 20°C 20

Figure 17 Graphique reliant l'intensite lumineuse (µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}) a la photosynthese nette de la feuille de reference (µmol CO_2.m^{-2}.s^{-1}) en fonction de la concentration en CO_2 fixee dans la chambre de mesure, obtenu par regression polynomiale du second degre. 21
Figure 18 Visualisation des valeurs mesuree de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevees sur 24h le 03/02/16 21
Figure 19 Visualisation des valeurs mesuree de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevees sur 24h le 19/08/16 22
Figure 20 Visualisation des valeurs mesuree de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevees sur 24h le 20/08/16 22
Figure 21 Regression lineaire entre les valeurs mesurees manuellement sur les feuilles et les valeurs obtenues a l'aide du logiciel de traitement d'image ImageJ 23
Figure 22 Regressions lineaires entre differents facteurs testes (L*l, l*l et L*L) et la surface foliaire mesuree a l'aide du logiciel Image J. Les R^2 nous informe sur la correlation entre les deux variables. Plus le R^2 est eleve, plus les valeurs sont correlees entre elles. Valeurs basees sur les photographies realisees le 14/04/16 sur 4 plantes de variete Aljona. 23
Figure 23 Regression lineaire (A) ayant permis de definir la formule d'estimation de la surface foliaire a partir de la mesure de la longueur et largeur de la feuille. (B) Regression lineaire finale montrant la correlation entre la surface foliaire mesuree et la surface foliaire estimee. Valeurs basees sur les photographies realisees le 14/04/16 sur 4 plantes de variete Aljona et le 31/05/16 sur 6 plantes de variete Aljona. 24
Figure 24 Regression polynomiale du second degre entre l'etage foliaire et le rapport (LA/LAmoy) ayant pour but de mettre en evidence l'etage foliaire le plus representatif de la plante. Le premier etage foliaire se situe au sommet de la plante. Il s'agit de la meme feuille de depart choisie pour l'activite photosynthetique..... 24
Figure 25 Representation graphique de la fiabilite de la formule d'estimation de la LAI en fonction du nombre de feuilles sur la plante. La formule d'estimation du LAI fonctionne correctement pour un nombre de feuilles presentes sur la plante compris entre 14 et 30 (Rapport LAI_{EST}/LAI_{MES} proche de 1)..... 25
Figure 26 Visualisation graphique de la correlation entre les valeurs de LAI mesuree et les valeurs de LAI estimee a l'aide de la formule determinee en 4.2.4. Formule testee sur les donnees obtenues a partir de photographies realisees sur 4 plantes de variete Stelvio, le 05 aout 2016. Nombre de feuilles sur la plante compris entre 18 et 25 feuilles. 25
Figure 27 Graphique representant le pourcentage de jours ou il y a eu un risque de condensation en fonction de l'heure de la journee. Ces pourcentages ont ete calcules pour 51 jours de mesures. 26
Figure 28 Representation graphique de la difference moyenne tout au long de la journee entre les temperatures mesurees par le thermocouple plante dans la peau du fruit et la temperature mesuree par le capteur HortiMax. Difference calculee sur des moyennes du 29/05 au 19/06 26
Figure 29 Diagrammes en boites representant la comparaison des temperatures mesurees a l'aide des faux fruits (BOCAL et BRIQUE) et du thermocouple plante dans la peau du fruit (TMCP) sur la periode de 6h a 22h. Les quatre diagrammes representent les quatre profils de temperature journaliere (1=froid, 2=moyen, 3=chaud, 4=tres chaud). Les valeurs en ordonnees representent la temperature. En abscisse, Les deux ou trois premieres lettres identifient le profil de temperature de la journee. Les differents groupes ont ete obtenus a l'aide du test post hoc de Kruskal-Wallis (a, b). Chaque graphique doit etre analyse individuellement. L'echelle des ordonnees etant differente pour chacun d'entre eux, leur comparaison doit etre realisee avec precaution. ... 27
Figure 30 Visualisation du fonctionnement d'une serre semi fermee, avec la mise en evidence de la reduction du nombre d'ouvrants en toiture et du systeme de refroidissement / humidification (source Ctifl) 29
Figure 31 Visualisation des essais menes dans les travaux de (Vesely et al., 2015). Nous pouvons voir a gauche de l'image la camera Pixy (CMUcam5) sur laquelle a ete ajoutee un capteur de temperature infrarouge. A droite de l'image nous pouvons voir, en bas, la forme reperee par la camera et en haut les temperatures correspondantes mesurees par le capteur. Source : (Vesely et al., 2015) 33

Introduction

La culture hors sol sous serres chauffées s'est peu à peu rendue indispensable pour les producteurs de tomates et concombres souhaitant optimiser leurs performances. Ces exploitants ont su se munir d'équipements performants, faisant parfois appel à des technologies très avancées. Cependant, ce système de culture impose une consommation importante d'énergie, principal poste de dépense dans les coûts de production (25%) et ayant un impact environnemental non négligeable. Les producteurs sont donc toujours à l'affut de solutions pour améliorer l'efficience énergétique de leurs productions.

La maitrise accrue du climat dans les serres a permis de développer la culture de ces légumes dans des régions qui ne sont pas initialement leurs bassins de productions. Toutefois, certains freins persistent comme la difficulté de concilier la gestion du climat et la pression sanitaire. En effet, une mauvaise régulation de la température et de l'humidité dans les serres facilite la prolifération de nombreux ravageurs des cultures (insectes, champignons). Bien que l'utilisation de la PBI soit facilitée en culture sous serre, il semble indispensable de réfléchir à des solutions permettant de concilier la maitrise du climat et les flux de bioagresseurs dans la serre.

C'est dans ce contexte qu'en 2013, les maraîchers de la filière «concombre » des Pays de la Loire ont initié le projet CONSER, ayant pour but d'élaborer une méthodologie construite et raisonnée, qui renforce l'efficience de la production de concombre hors sol sous serre. (Présentation du projet et de ses acteurs en ANNEXE 1).

Le Centre Technique Interprofessionnel des Fruits et Légumes de Carquefou est le chef de file de ce projet. Idéalement situé au cœur du bassin de production du Val de Loire, cet organisme apporte son concours technique aux producteurs de légumes et de fruits, ainsi qu'aux professionnels de l'aval de la filière.

Le travail présenté dans ce rapport, réalisé au CTIFL, s'inscrit en partie dans les actions 2 et 4 du projet CONSER (centrées sur la constitution de référentiels physiologiques). Ce travail répond également à une nouvelle attente des professionnels en termes de références techniques et scientifiques d'une conduite culturale innovante: la culture du concombre sur fil haut.

L'objet de ce mémoire s'orientera donc autour de la problématique suivante :
Par quels moyens le producteur de concombre sous serre verre chauffée peut-il améliorer l'efficience énergétique de ses cultures?

La démarche suivie pour répondre à cette problématique s'organise autour de deux grands axes. Le premier concerne **l'amélioration des performances physiologiques** de la culture, où seront abordées l'optimisation de l'activité photosynthétique de la plante ainsi que la gestion du feuillage. Le second axe concernera **la diminution des risques sanitaires** vis-à-vis des principaux champignons pathogènes du concombre.

Pour ce qui est de la structuration de ce mémoire, une première partie vous présentera un état de l'art sur différentes méthodes de mesure et de contrôles de l'activité physiologique et de la gestion sanitaire des plantes en culture hors sol sous serres verres chauffées. Ensuite, la partie matériels et méthodes aura pour but de décrire les protocoles suivis ainsi que le matériel utilisé pour mener à bien ce travail. Enfin les résultats obtenus durant ce stage vous seront exposés, analysés puis discutés.

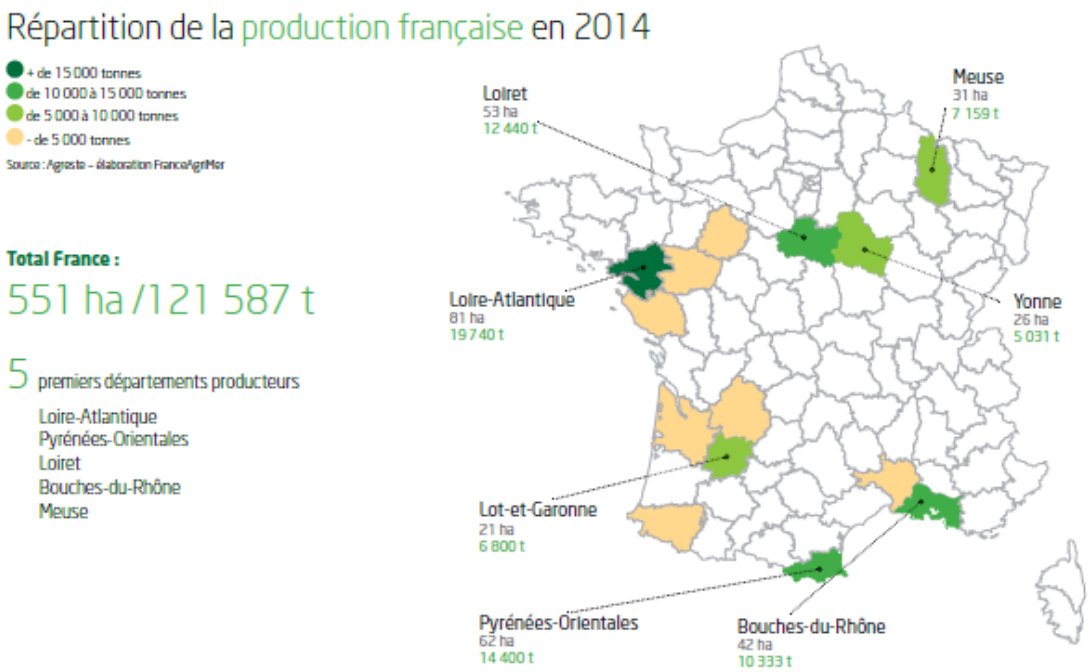


Figure 1 Répartition de la production française de concombres par départements (moyenne 2010/20214) (FRANCE AGRIMER, 2016)

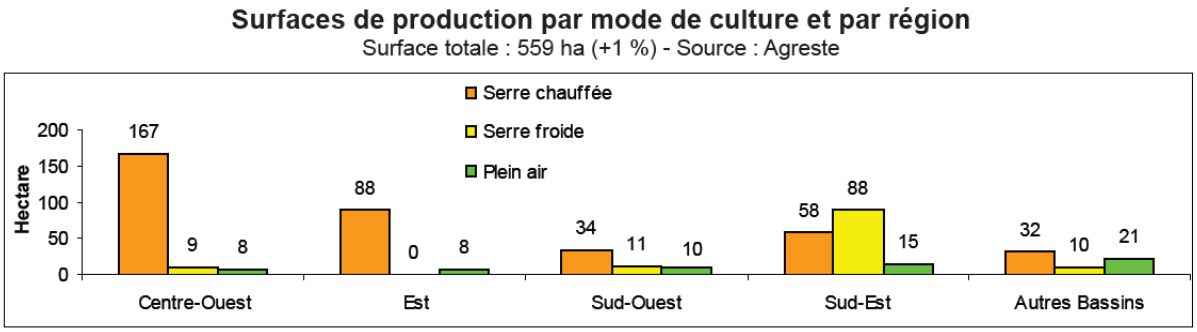


Figure 2 Répartition de la production française de concombres par région et par modes de cultures en 2015 (FRANCE AGRIMER, 2015)

1. Cas d'étude : Le concombre

Le travail présenté dans ce mémoire a été réalisé sur le concombre. Cependant la démarche utilisée pour obtenir les résultats est adaptable pour d'autres espèces cultivées en culture hors sol sous serre chauffée.

De la famille des cucurbitacées, le concombre, (*Cucumis sativus* L., 1753,) est une plante potagère qui semble trouver ses origines à l'état sauvage il y a environ 9000 ans dans les contreforts de l'Himalaya [1]. C'est une espèce de type herbacée, qui produit une seule feuille par nœud (feuille généralement de très grande taille). L'architecture de la plante est complexe avec des ramifications axillaires qui se développent rapidement à chaque nœud. Pour ce qui est du système racinaire, il est qualifié de dense et plus ou moins ramifié en fonction de la nature du substrat.

Originellement monoïque, les variétés de concombres actuellement cultivées en Europe sont principalement issues d'hybrides F1 parthénocarpiques gynoïques, optimisées pour augmenter la productivité, la longévité et l'homogénéité de la production. La parthénocarpie permet une production de fruits sans fécondation d'ovule et le caractère gynoïque engendre une formation de fleurs femelles uniquement. Cette amélioration a permis de réduire les temps de travaux nécessaires à la suppression des fleurs mâles (castration), d'augmenter la précocité des récoltes avec une apparition plus rapide des fleurs femelles et assurer une production régulière avec une diminution des pertes liées à l'absence de fruits fécondés (déformés).

A l'échelle mondiale, comme pour de nombreuses productions agricoles, la Chine est le premier pays producteur de concombres. Cependant son impact dans le commerce mondial est très limité (consommation interne). La production est également très développée dans les pays du Moyen-Orient (Iran, Turquie), d'Europe centrale (Russie, Ukraine) ainsi qu'aux Etats-Unis et au Mexique.

En Europe, l'Espagne et les Pays-Bas sont les deux leaders de la production de concombres et de son exportation. Viennent ensuite la Pologne, la Grèce, la France et la Roumanie. Ces six pays réalisent 81% de la production européenne de concombre [2].

En France, la culture de concombres représentait une surface totale cultivée de 559 ha en 2015 (+1% par rapport à 2014) pour un volume total récolté de 124 849 t (+3% par rapport à 2014) [2]. Cette surface représente moins de 1% de la surface totale cultivée pour les légumes en France. En 2014, la France a exporté 15027 t de concombre (16.4M€), ce qui représente 1% des exportations de légumes français (hors pomme de terre). Ses principaux clients sont la Suisse (37%), l'Allemagne (22%) la Belgique (16%) et le Royaume-Uni (6%). Dans le même temps, elle a importé 73748 t (61.6M€) soit 3% des importations de légumes (hors Pomme de Terre), principalement fournis par l'Espagne (66%) et les Pays-Bas (19%). La balance commerciale française pour le concombre est donc déficitaire (- 45,3M€) [2]. Entre 2009 et 2014 la consommation de concombre par les ménages français a nettement progressée : +10,6% en volume (+46,8% en valeur) [1].

La culture de concombre en France est majoritairement conduite sous serres chauffées (68% des surfaces de production) mais peut aussi être conduite sous serre froide (21%) ou en plein air dans les régions du sud de la France (11%) [3]. Le plus gros bassin de production français de concombre se situe dans la région Centre Ouest, notamment en Loire Atlantique, premier département producteur français avec 19 740 t récoltées en 2014 (Figure1). Dans cette zone, la culture est essentiellement réalisée sous serre verre chauffée (Figure2).

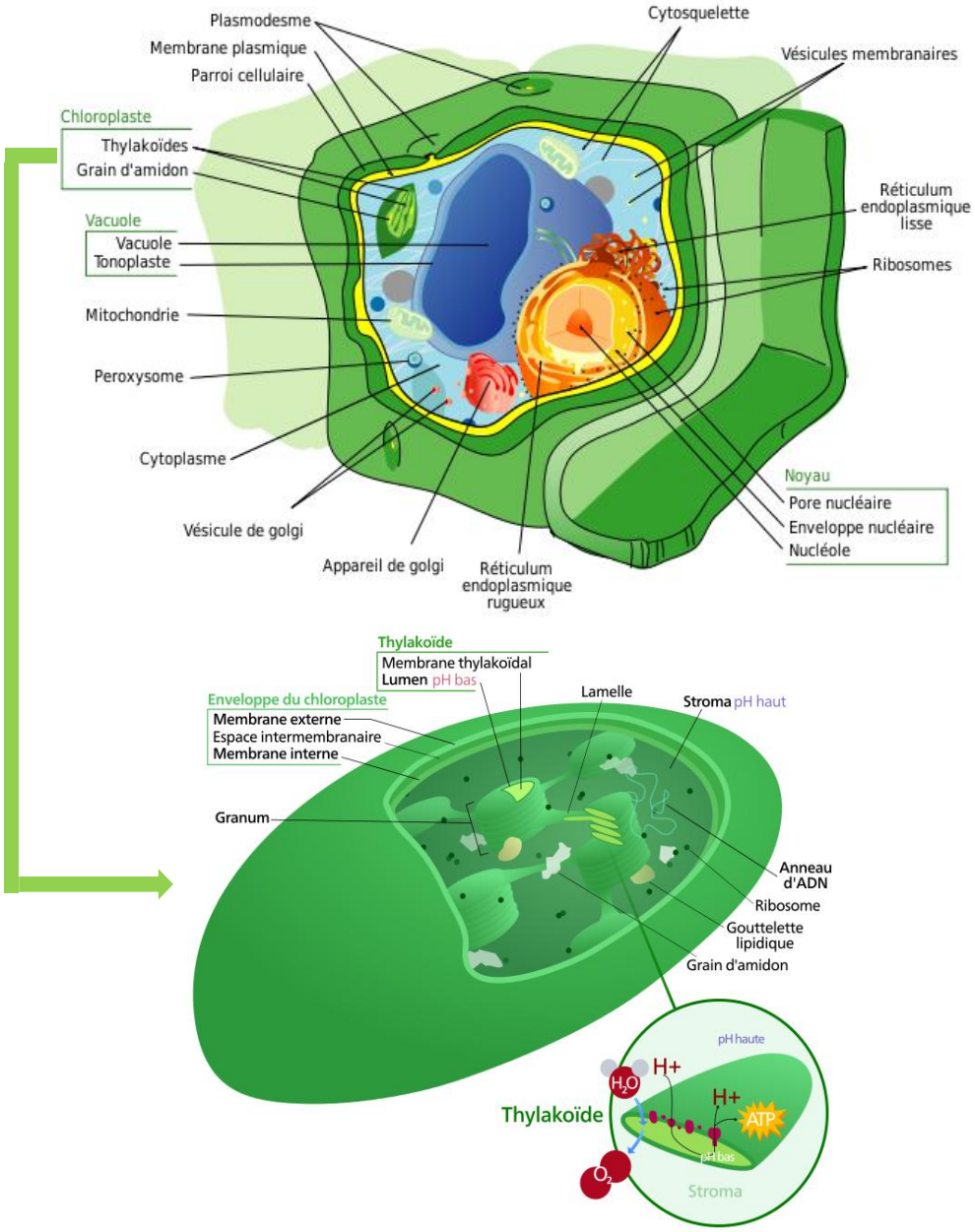


Figure 3 Schéma représentant la structure d'une cellule végétale avec un zoom sur la structure du chloroplaste (Wiki media Commons)

2. Etat de l'art

« La physiologie végétale nous raconte comment les plantes utilisent l'énergie solaire pour assimiler le carbone et comment elles convertissent ce carbone en leur propre substance … Elle nous dit comment les plantes croissent et se développent, comment elles répondent à leur environnement, comment elles réagissent aux stress et comment elles se reproduisent. » (Hopkins, 2003).

Ce passage tiré du livre « Physiologie végétale » de William G.Hopkins, résume et explique parfaitement la visée de ce travail.

La culture hors sol sous serre verre chauffée donne aux producteurs le pouvoir de contrôler de nombreux paramètres climatiques comme la température, la lumière, la concentration en CO_2 ou encore l'humidité. Ces facteurs jouent un rôle important dans l'établissement de la biomasse végétale mais également sur la qualité sanitaire des productions.

La bonne maitrise de ces paramètres combinée à un certain nombre de mesures et de contrôles du développement de la végétation devrait donc permettre d'optimiser l'activité physiologique et le contrôle sanitaire des plantes.

2.1. Indicateurs physiologiques de la performance des plantes

2.1.1. Présentation de l'activité photosynthétique des végétaux

En tant qu'organisme photo-autotrophe, les plantes vont utiliser la lumière du soleil comme source d'énergie, le CO_2 absorbé par les feuilles comme source de carbone et l'eau puisée par les racines comme source d'électrons, pour synthétiser leur matière organique et donc contribuer à la création de biomasse.
Cette biosynthèse, plus communément appelée photosynthèse peut être résumée à l'aide de l'équation suivante :

$$6\ CO_2 + 6\ H_2O + \text{photons} \longrightarrow C_6H_{12}O_6 + 6\ O_2$$

Comme le montre cette formule, la photosynthèse va permettre la production de glucides qui seront utilisés ultérieurement par la plante pour sa croissance, son développement et ses mécanismes de défense, ainsi que du dioxygène qui sera rejeté dans l'environnement. Cette réaction se déroule dans toutes les parties vertes de la plante, bien que la majorité de l'activité se concentre principalement dans les feuilles.

Si l'on regarde à l'échelle cellulaire, la réaction photosynthétique à lieu dans les chloroplastes et plus précisément dans les thylakoïdes présents à l'intérieur des chloroplastes (Figure 3). Les thylakoïdes sont composés d'un ensemble de membranes dans lesquelles se concentrent des protéines et des pigments capables de capter l'énergie lumineuse. Parmi ces pigments figure la chlorophylle, responsable de la couleur verte des plantes et principal pigment assimilateur (capable de transformer l'énergie lumineuse en énergie chimique).

L'activité photosynthétique ou taux de photosynthèse des plantes est décrit comme l'un des principaux mécanismes qui régule la vitesse du métabolisme des plantes (Marino, 2008), en lien avec la vitesse de fixation du CO_2.

La mesure de la photosynthèse apparait donc comme un outil de mesure et de contrôle de l'activité physiologique des plantes et c'est pour cette raison qu'une attention particulière doit être portée à ce phénomène vital.

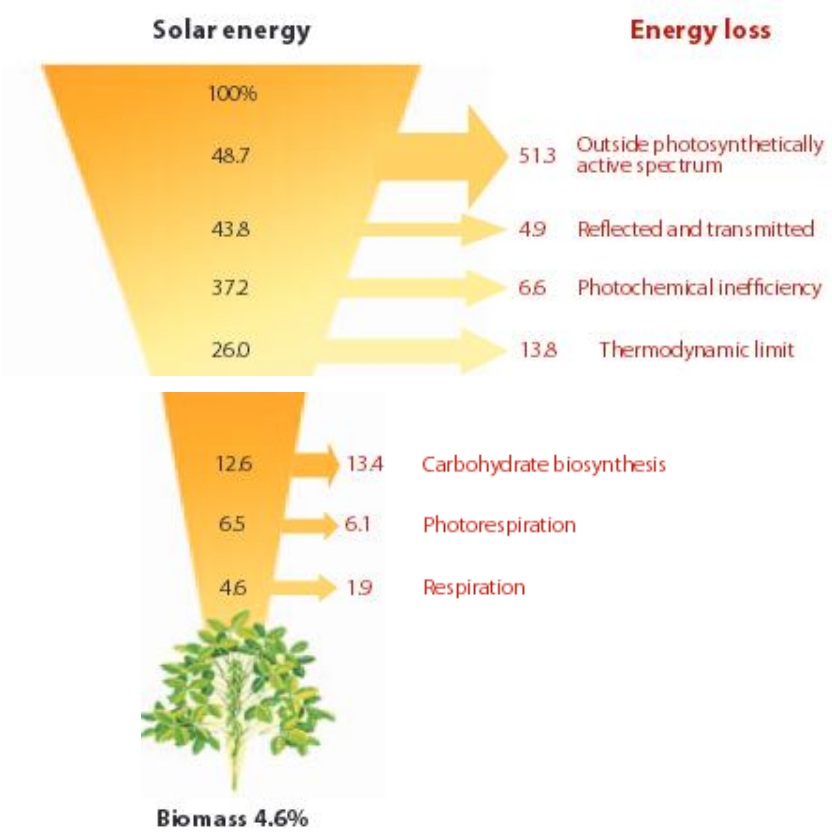


Figure 4 Représentation schématique de l'utilisation du rayonnement solaire par les végétaux (100% = totalité du rayonnement solaire incident). Les valeurs à l'intérieur des flèches représentent les pourcentages du rayonnement utilisés ou utilisable par la plante. Les valeurs à droite des flèches représentent le pourcentage du rayonnement solaire non utilisable. D'après (Zhu et al, 2010)

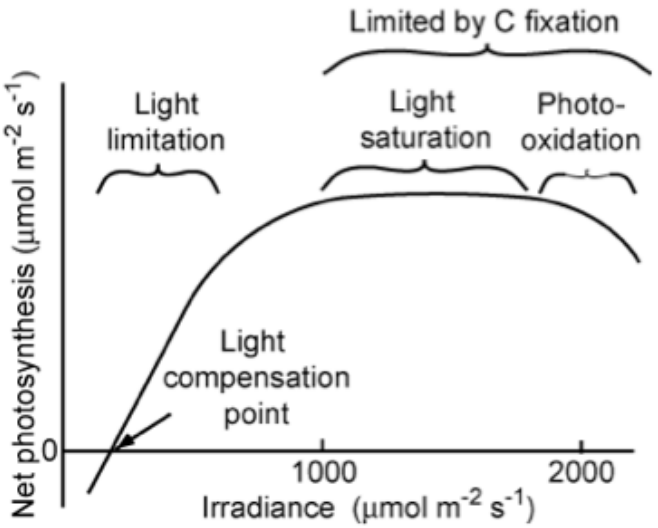


Figure 5 Mise en évidence du phénomène de saturation lumineuse sur la photosynthèse. Au-delà d'une certaine intensité lumineuse (dépendant de l'espèce végétale et de la concentration en CO_2) l'activité photosynthétique n'augmente plus puis diminue en raison du processus de Photooxidation (Chapin et al, 2011)

Comme pour d'autres processus physiologiques (photo-respiration, transpiration), cette activité va directement être régulée par différents paramètres climatiques comme le rayonnement, la concentration en CO_2, la ressource en eau ou encore la température.

2.1.2. Principaux paramètres environnementaux influençant l'activité physiologique des plantes sous serre.

- *Lumière*

Le rayonnement lumineux reçu par la plante en provenance du soleil ou d'autres sources artificielles (HPS, LEDs…) va avoir différents impacts.
La Figure 4 (Zhu et al., 2010) représente l'utilisation du rayonnement solaire par les plantes. Nous pouvons voir qu'environ 50% du rayonnement n'est pas utilisable pour les processus nécessitant la lumière chez la plante (photosynthèse, photorespiration…), cette partie du rayonnement se situant hors du spectre lumineux utilisable par la plante. Ensuite parmi les 48,7% du rayonnement restant, une partie (4,9 %) va être réfléchie et retransmise par les feuilles. Au final, seulement 26% du rayonnement solaire incident va être utilisé pour les processus photo-dépendant de la plante dont 4,6% pour la photosynthèse. De plus, en culture sous serre, les parois vont également avoir tendance à réfléchir une partie du rayonnement (15%) (Wacquant, 1995).

Si on se focalise sur la photosynthèse, ce sont les radiations photosynthétiquement actives (PAR : Photosynthetically Active Radiation) du rayonnement qui vont particulièrement nous intéresser. Ces radiations représentent les rayonnements dont les longueurs d'ondes sont comprises entre 400 et 700 nm (McCree, 1972).

Comme il est visualisable sur le graphique de la Figure 5, l'intensité de l'activité photosynthétique est positivement corrélée au PAR mais de manière non linéaire (Chapin et al., 2011). La réponse est maximale au départ pour de faibles intensités puis se stabilise rapidement pour un optimum qui semble être atteint pour un PAR compris entre 1000 et 1300 $\mu mol.m^{-2}.s^{-1}$ chez le concombre en fonction de la concentration en CO_2 et de la température (Chen et al., 2014 ; Janoudi et al., 1993). Au-delà de cet optimum on observe un plateau puis le phénomène de saturation lumineuse impact négativement la photosynthèse (Kläring, Krumbein, 2013). La saturation lumineuse implique la saturation de la chaine de transfert des électrons présente dans les thylakoïdes et responsable de la photophosphorylation (première étape de la photosynthèse).

Par ailleurs, il est admis que l'augmentation de l'intensité lumineuse est également fortement corrélée avec l'accélération de phénomènes physiologiques comme la vitesse d'apparition des feuilles et des fleurs et la vitesse de développement des fruits (Savvides et al., 2014). Cette relation est en lien avec la corrélation entre l'intensité lumineuse et la température ambiante de l'air (Savvides et al., 2013).

Les producteurs serristes disposent de plusieurs outils pour optimiser l'utilisation de la lumière sur leurs cultures.

Pour réduire l'intensité du rayonnement lors des journées à très forte intensité lumineuse, les producteurs utilisent des écrans d'ombrage pour prévenir le risque de brûlure sur la végétation et limiter la transpiration des plantes. Cette technique permet également de ne pas atteindre le phénomène de saturation lumineuse sur la photosynthèse (présenté en Figure 5) et donc d'optimiser ce processus au maximum.

La gestion des paramètres culturaux maximisant l'interception lumineuse des plantes est primordiale : la densité de plantation et le nombre de feuilles présent sur la plante (gestion de l'effeuillage) sont susceptibles d'impacter l'interception lumineuse de chaque plante.

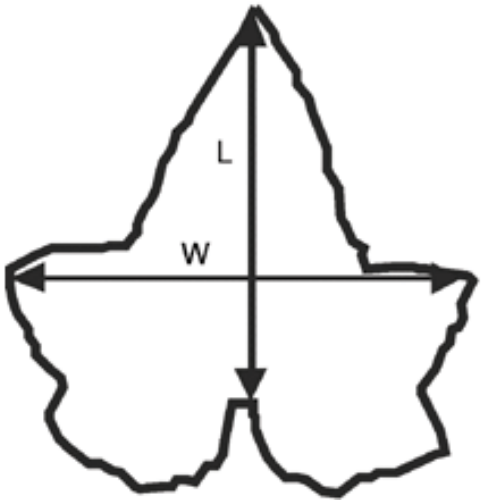


Figure 6 : Position de la longueur (L) et largeur (W) à mesurer sur la feuille de concombre pour utiliser la formule d'estimation de surface foliaire (Blanco et Folegatti, 2003)

Un outil permettant d'apprécier cela est l'indicateur de surface foliaire (LAI). Le LAI pour Leaf Area Index (Indice de surface foliaire) est le rapport de la surface de feuillage d'une culture par unité de surface au sol. Il est exprimé sans unité ou en m² de feuilles par m² de sol. Cet indice représente la double capacité d'une culture à intercepter l'énergie lumineuse et à transpirer.

Très utilisé en culture de tomate sous serre, cet indicateur permet d'optimiser la gestion du feuillage et donne une bonne image de l'état physiologique des plantes (tendance générative ou végétative). Dans les systèmes agricoles intensifs, le LAI est généralement compris entre 3 et 5 (Hopkins, 2003).

Une valeur supérieure à 5 correspond à une culture présentant un feuillage trop dense, dans laquelle les plantes se font de l'ombre et donc cela réduit l'interception lumineuse. Une valeur inférieure à 2 indique que la surface de culture n'est pas correctement optimisée et qu'une grande partie du rayonnement lumineux est directement transmis au sol et non à la végétation. Peu de travaux ont été publiés au sujet de la valeur optimale de LAI pour le concombre même si une valeur autour de 3 est parfois avancée (Xiaolei, Zhifeng, 2004 ; Brajeul et al., 2001).

La détermination de cette valeur permettrait d'optimiser le rendement photosynthétique des plantes en optimisant la surface d'interception lumineuse.
Pour obtenir l'indice de surface foliaire, certains outils technologiques existent comme le LI-3000C (Li-Cor, Lincoln, NE, USA) ou l'AM300 (ADC BioScientific Ltd, Hoddeson, England) qui permettent de mesurer la surface foliaire de manière non destructive. Cependant, ces appareils sont très couteux et mal adaptés à l'utilisation par les producteurs serristes.

La méthode plus généralement utilisée pour estimer l'indice de surface foliaire d'une culture consiste en la création d'un modèle mathématique faisant intervenir la mesure de la surface foliaire d'une feuille prise comme feuille de référence, la densité de plantation et le nombre de feuilles sur la plante.

Pour l'estimation de surface foliaire, de nombreux modèles performants (avec des coefficients de corrélation compris entre 0.91 et 0.99) sont basés sur la mesure de la largeur et la longueur de la feuille de référence (Uzun, ÇELİK, 1999 ; Blanco, Folegatti, 2003),en suivant les indications montrées en Figure 6. C'est une méthode non destructive et facile à mettre en place chez les producteurs.

L'utilisation d'une feuille de référence permet de toujours effectuer les mesures sur des feuilles du même stade physiologique et donc possédant des propriétés physico chimiques similaires. Il a été prouvé que l'activité physiologique des plantes diminuait avec la position des feuilles sur la tige, que ce soit chez le concombre ou encore chez la tomate (Pettersen et al., 2010 ; Xu et al., 1997). Cette diminution de l'activité physiologique est due au fait que les feuilles situées en bas de la plante dispose d'un apport en lumière réduit, tant en quantité qu'en qualité, ce qui conduit à la senescence prématurée de ces feuilles (Pettersen et al., 2010).

La feuille de référence en question doit être celle qui permet la meilleure estimation de la surface foliaire totale de la plante. Pour déterminer cette feuille, la principale méthode consiste à choisir la feuille dont la surface est la plus proche de la surface moyenne des feuilles de la plante entière (Blanco, Folegatti, 2003).

Nous venons donc de voir les outils dont disposent les producteurs pour optimiser le paramètre lumineux. Cependant, la réponse de la plante à la lumière va varier en fonction d'autres paramètres, dont la disponibilité en CO_2 comme on peut le voir en Figure 7 (page suivante).

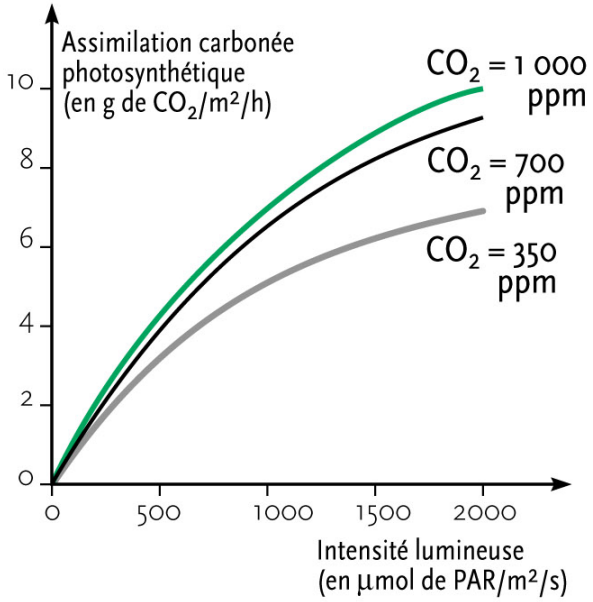


Figure 7 : Représentation graphique théorique de la relation entre l'intensité lumineuse et l'assimilation carbonée photosynthétique avec la mise en évidence du CO_2 comme facteur limitant (Brajeul et al 2001, d'après Bakker et al 1995). Espèce végétale non précisée.

- *Concentration en CO_2*

La culture sous serre procure au producteur l'avantage de pouvoir contrôler la concentration en CO_2 du milieu. L'activité photosynthétique des plantes va donc être augmentée grâce à l'obtention de concentrations supérieures à la teneur atmosphérique qui est d'environ 400ppm.

L'effet positif de fortes concentrations en CO_2 sur la photosynthèse est avant tout relié à la réduction de la photo-respiration des plantes : le CO_2 n'est pas seulement le substrat (avec l'oxygène) de la RuBisCO (enzyme clef de la photosynthèse), il en est également un activateur. Si l'oxygène est préférentiellement choisi par l'enzyme, la réaction de photo-respiration s'enclenche (consommation d'énergie et d'oxygène pour produire du CO_2). 30 à 50% de carbone peut être perdu par photo-respiration (Urban, 2010), au dépend de la photosynthèse. Si le rapport CO_2 sur oxygène s'inverse, donc au profit du CO_2, la photosynthèse est activée. Le même phénomène s'observerait si la concentration en oxygène diminuait dans l'atmosphère.

Il est également intéressant de noter que la photo-respiration a tendance à augmenter avec la température, ce qui pourrait vouloir dire qu'une concentration plus forte en CO_2 est nécessaire pour garder une teneur suffisante face à l'oxygène en cas de fortes températures.

Les concentrations communément recherchées sont de l'ordre de 600 à 1000 ppm avec un maximum atteint pour des valeurs comprises entre 1000 et 1500 ppm, seuil au-delà duquel des phénomènes de phytotoxicité peuvent apparaitre (Bakker, 1995). Des concentrations trop élevées en CO_2 entrainent également une réduction de la conductance stomatique et donc des échanges gazeux

Le contrôle de la concentration en CO_2 dans la serre va se faire en fonction du stade de développement des plantes, en fonction du taux d'ouverture des ouvrants de la serre, de la température ou encore du rayonnement solaire.

En effet, plus le rayonnement solaire est important, plus la plante dispose d'énergie pour réaliser la photosynthèse et donc plus il est intéressant d'injecter du dioxyde de carbone aux plantes, comme on peut s'en rendre compte en Figure 7.
L'injection de CO_2 sera donc uniquement effectuée durant la journée, pendant la période d'activité photosynthétique de la plante.

L'apport de CO_2 semble indispensable puisque l'activité photosynthétique de la plante va avoir naturellement tendance à appauvrir l'atmosphère du milieu confiné de la serre (Kläring et al., 2007). Le CO_2 va être ajouté dans la serre soit par injection de CO_2 pur, soit par injection de CO_2 issu de la combustion de gaz provenant des chaudières (Brajeul et al., 2001). Le concombre est une espèce très sensible aux impuretés contenues dans le gaz issue des chaudières, c'est pourquoi il est préférable d'utiliser du CO_2 pur pour éviter tous risques de phytotoxicité.

Les travaux de (Taub et al., 2000) conduit sur plusieurs espèces dont le concombre, confirment que l'élévation de la concentration en CO_2 dans la serre permet de diminuer les risques de réduction de l'activité synthétique lié aux températures trop chaudes.

La température ambiante de la serre va donc également avoir un impact sur l'activité photosynthétique des plantes ainsi que sur d'autres aspects physiologiques.

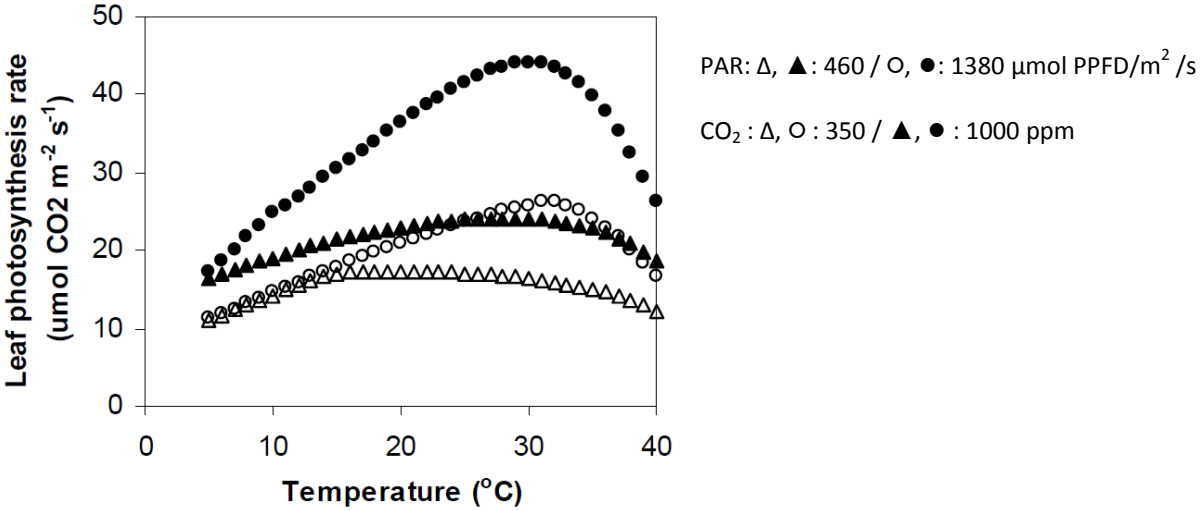


Figure 8 Graphique représentant l'activité photosynthétique en fonction de la température, pour différents niveaux de rayonnement et de concentration en CO2 d'après (Heuvelink et al., 2008). Plus l'intensité lumineuse et la concentration en CO2 sont élevées, plus la plante va réagir aux températures élevées.

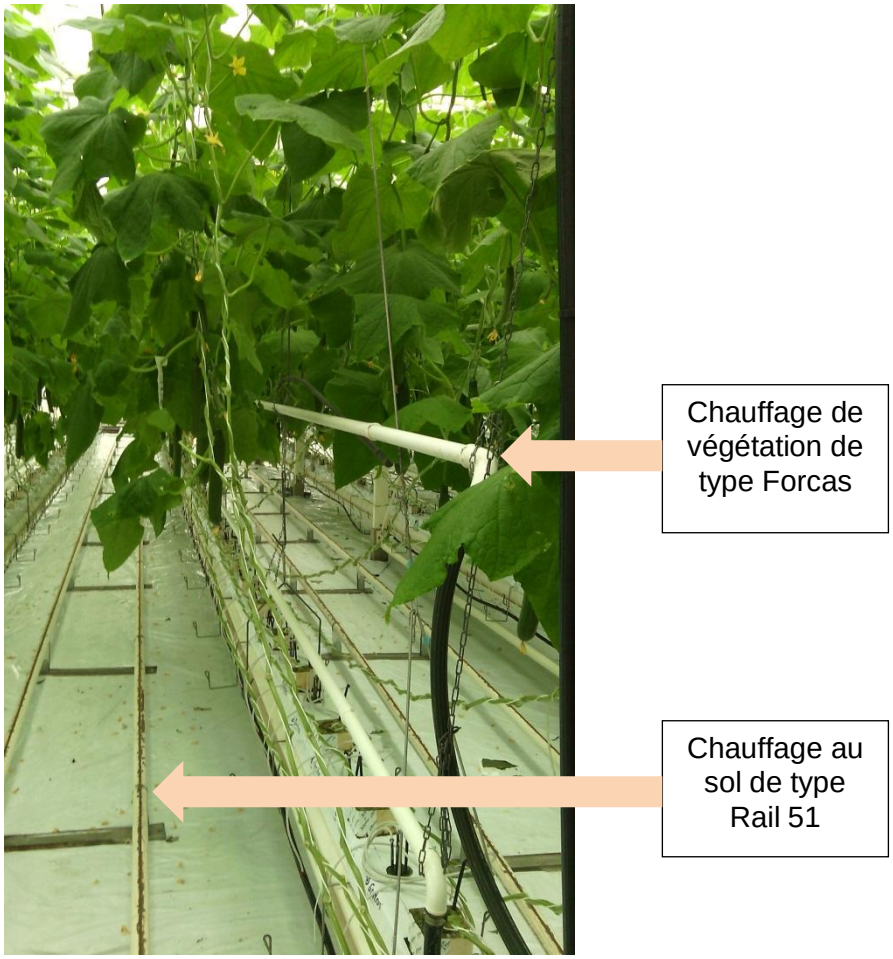


Figure 9 Visualisation des différents réseaux de chauffages utilisés en culture de concombre sur fil haut, Ctifl carquefou (Source personnelle)

- *Température*

D'après (Brajeul et al., 2001) l'augmentation de la température moyenne dans la serre va tout d'abord accélérer les processus liés à l'activité photosynthétique. Dans un second temps une trop forte hausse de la température moyenne va pénaliser la photosynthèse nette au profit d'un accroissement de la respiration de la plante.

La température optimale pour la production de concombre sous serre est positivement corrélée avec l'intensité lumineuse et le taux de dioxyde de carbone (Figure 8).

La différence de température ambiante entre le jour et la nuit est un paramètre important à prendre en compte dans la gestion de la température. Par exemple, si la température de jour est supérieure à celle de nuit alors la longueur des entre-nœuds va augmenter. Au contraire, si l'inverse se produit, les plantes vont avoir tendance à devenir plus compactes. Dans les deux cas, plus l'écart est important, plus la plante va avoir tendance à produire des fruits (caractère génératif). Plus l'écart est faible et plus la plante va produire du feuillage (caractère végétatif).

La température de la plante n'est pas identique pour tous les organes de celle-ci. A température ambiante fixe, la température des fruits peut être différente de celle des feuilles ou encore des racines. Si on se place au niveau du feuillage, la température de la feuille va avoir un impact sur l'activité photosynthétique. Cet impact est notamment dû à la sensibilité thermique de certaines enzymes intervenant au cours de la photosynthèse dont la RuBisCO (Crafts-Brandner, Salvucci, 2000).

Entre 5 et 30°C de température foliaire, l'activité photosynthétique augmente avec l'augmentation de la température. Un optimum semble être atteint à 30°C chez le concombre (Kaiser et al., 2015). Quand la température de feuille dépasse 30°C l'activité de la RuBisCO diminue et donc l'activité photosynthétique également. La température de la feuille va principalement être régulée par le processus de transpiration.

Pour contrôler la température des serres, les producteurs ont recourt au chauffage l'hiver et à l'aération et l'ombrage l'été.

Les dispositifs de chauffage les plus couramment utilisés en culture de concombres sont les rails chauffant au sol ainsi que les chauffages relocalisés au cœur de la végétation, visibles en Figure 9. Le chauffage de végétation permet d'homogénéiser la température verticalement dans les serres hautes. (Brajeul et al., 2001).

Pour éviter les combinaisons de fortes intensités lumineuses et de fortes températures (conditions dangereuses pour les plantes), les producteurs peuvent utiliser des écrans d'ombrages, comme précédemment cité dans la partie « lumière ». Il est également possible de blanchir les serres mais cette technique réduit en permanence l'intensité lumineuse et laisse donc très peu de marge de manœuvre aux producteurs en cas de périodes météorologiques contrastées.

L'aération peut être réalisée en hiver comme en été. Elle est effectuée par ouverture des ouvrants situés sur les toits de la serre. L'été cela va naturellement permettre de faire entrer l'air plus frais de l'extérieur pour participer au refroidissement. L'hiver, l'aération va permettre de déshumidifier la serre. Il faudra donc en contrepartie augmenter les consignes de chauffage pour compenser la perte de chaleur liée à l'ouverture des ouvrants.

- *Humidité*

Pour expliquer les effets de l'humidité de l'air sur les plantes, il convient tout d'abord de définir les différentes grandeurs permettant de caractériser le taux d'humidité.

L'humidité peut être représentée comme un rapport entre la pression partielle de la vapeur d'eau contenue dans l'air et la pression de vapeur saturante. C'est l'humidité relative (HR), qui est exprimée en pourcentage. Plus la valeur de HR est élevée, plus l'air est chargé en eau. Cependant, la notion d'humidité relative est très dépendante de la température ambiante du milieu, on utilise donc généralement une autre grandeur, le déficit hydrique.

Le déficit hydrique (DH) correspond à la quantité d'eau que l'air peut encore absorber avant d'arriver à l'état de saturation. Plus la valeur de déficit hydrique est élevée, moins l'air est chargé en eau (humidité relative faible). Cette grandeur s'exprime en grammes d'eau par kilogrammes d'air sec.

Une dernière grandeur peut être utilisée. Il s'agit du déficit de pression vapeur (VPD ou DPV), qui représente la différence entre la pression vapeur de l'air à saturation et la pression vapeur de l'organe mesuré. C'est pour cette raison que l'on parle généralement de $VPD_{Feuille-Air}$. Le kiloPascal est utilisé comme unité de mesure de cette grandeur.

Maintenant que nous avons défini les principales grandeurs de l'humidité, intéressons-nous à son effet sur l'activité physiologique des plantes.

Par faible hygrométrie dans la serre (HR faible ou DH élevé), on observe une augmentation de la transpiration mais également une réduction de l'ouverture stomatique (Kaiser et al., 2015). En cas de stress hydrique important (DH très élevé), la photosynthèse va être limitée (Yamori, 2016). Cette limitation est soit directement liée à la réduction de l'ouverture stomatique, ce qui conduit à une moins bonne absorption du CO_2, soit à une température de feuille excessive.

Au contraire, par forte hygrométrie, la transpiration se voit pénalisée au détriment de la photosynthèse (Mulholland et al., 2001).

La pénétration du CO_2 dans la végétation sera favorisée pour une humidité relative comprise entre 55 et 75 %. (Brajeul et al., 2001). Toujours d'après (Brajeul et al., 2001), la condition optimale d'hygrométrie est de conserver un DH proche de 5 g/kg d'air sec, avec une réduction de l'activité des plantes connue à partir de 3g/kg (air trop humide) et 7g/kg (air trop sec).

La gestion de l'humidité des serres peut être contrôlée par la déshumidification qui consiste à la technique de chauffage/aération. Le but de cette technique est d'augmenter la température du réseau de chauffage pour réchauffer l'air tout en aérant (ouverture des ouvrants) pour permette d'évacuer l'air humide à l'extérieur de la serre.

Une autre technique reprend la notion de LAI déjà abordé dans la partie « Lumière ». En effet, la quantité de feuillage présent dans la serre va directement influencer le taux d'humidité de la serre. La plante transpire par son feuillage. Plus il y a de feuillage dans la serre, plus il y aura de transpiration, et ceci aura donc tendance à humidifier la serre. Le LAI nous renseigne sur la quantité de feuillage de la culture. Ainsi plus le LAI est élevé, plus la végétation est abondante dans la serre.

L'indice de surface foliaire devrait donc permettre aux producteurs de mieux contrôler l'hygrométrie des serres.

Au cours de cette partie (2.1), nous avons pu nous rendre compte que les différents paramètres influençant l'activité physiologique des plantes étaient intimement liés entre eux. Le contrôle de ces conditions climatiques va donc généralement être réalisé en fonction du paramètre limitant.

Un paramètre limitant est un facteur qui, à une période donnée, va se retrouver à son niveau le plus défavorable sans que le producteur ne puisse intervenir pour le modifier. Par exemple, en hiver, le rayonnement peut devenir un facteur limitant sans apport d'éclairage supplémentaire. Les autres paramètres comme la température, l'humidité ou encore le taux de CO_2 vont devoir être conduit en fonction de ce paramètre limitant pour optimiser leur influence sur la culture.

La création de « règles de décisions » faisant intervenir plusieurs de ces paramètres ainsi que leurs interactions, en combinaison avec les indicateurs déjà disponibles semble être une bonne opportunité pour le pilotage du climat sous serre. La mesure et le contrôle de l'activité physiologique des plantes semblent donc être de bons outils pour optimiser la culture de concombre sous serres.

Les performances physiologiques des plantes vont également être dépendantes de l'état sanitaire général de la culture. L'amélioration de la gestion sanitaire des cultures permettrait donc aux producteurs d'assurer une activité physiologique optimale tout en réduisant les pertes directes (fruits déformés, pourris) liées aux attaques de pathogènes.

Nous allons voir dans cette seconde partie, sans aborder de moyens de lutte directe (traitements phytosanitaires), comment le contrôle de certains paramètres climatiques peut permettre de diminuer les principaux risques d'infection fongique en culture de concombre.

2.2. Gestion du risque sanitaire

2.2.1. Principaux pathogènes fongiques

Nous nous intéressons dans cette partie aux maladies fongiques aériennes, présentes sur les tiges, feuilles et fruits des concombres.

- Oïdium

L'oïdium des cucurbitacées est représenté en Europe par deux champignons pathogènes : *Golovinomyces cichoracearum* (DC.) V.P. Heluta, (1988) (Gc) (syn. *Erysiphe cichoracearum* DC., (1805).) et *Podosphaera xanthii* (Castagne) U.Braun & Shishkoff (2000) (Px) (syn. *Sphaerotheca fuliginea* (Schltdl.) Pollacci, (1913)) (Lebeda et al., 2004). Toujours d'après ces mêmes auteurs, Px serait majoritairement présent dans les régions chaudes et en culture sous serres alors que Gc est plus commun en climat tempéré à froid.

Ces pathogènes se manifestent sous forme de petites tâches blanches poudreuse sur la face supérieure des feuilles. L'infestation peut avoir lieu sur n'importe quel stade de développement du concombre.

Les premières attaques d'oïdium sont généralement localisées sur les plantes situées à proximité des portes de la serre, dans les zones sujettes aux courants d'air. Avec des températures de développement comprises entre 10 et 35°C pour un optimum se situant entre 23 et 26°C, l'oïdium est peu sensible aux variations de température dans la serre. La germination des spores nécessite une humidité très élevée, faisant donc de l'humidité le facteur limitant de son développement. Une fois germé, le champignon supporte des hygrométries plus faibles.

L'oïdium colonise très rapidement le feuillage de la culture. Son développement n'entraine jamais la destruction complète de la culture mais altère tout de même le rendement et la qualité des concombres en réduisant l'activité photosynthétique et transpiratoire des feuilles (Schmitt, 1995).

Pour lutter contre l'oïdium, les producteurs utilisent des variétés tolérantes mais leur efficacité est très variable. Un autre type de méthode préventive consiste à réduire les courants d'air dans les serres. Sinon, les producteurs ont généralement recours à la lutte chimique raisonnée, qui est efficace lorsque les premières tâches sont détectées précocement.

- Pourriture grise

La pourriture grise est provoquée par *Botrytis cinerea* Pers., (1794), agent pathogène très polyphage qui sévit particulièrement en culture de concombres sous abris [4].

Ce champignon opportuniste peut s'attaquer à tous les organes de la plante, mais les principaux dégâts sont répertoriés sur fruits. Ceci est en partie dû au fait que la fleur du concombre reste attachée au fruit. La cicatrice stylaire forme une porte d'entrée naturelle pour le pathogènes, surtout en condition de forte humidité (Elad, Yunis, 1993).

Les symptômes visuels sur fruits correspondent à une moisissure grise sur l'extrémité de celui-ci. Les tiges peuvent également être touchées et cela peut conduire rapidement à la mort de la plante par destruction des vaisseaux conducteurs.

Botrytis cinerea affectionne les milieux humides. Une humidité relative de 95% et des températures avoisinants 17 à 23°C sont idéales pour son développement. Les spores germent très rapidement sur feuilles mouillées ou sur les tissus sénescents (5h à 20°C et 95% de HR) (Brajeul et al., 2001).

Pour lutter contre ce pathogène, il convient tout d'abord de maitriser le climat de la serre, pour éviter de fournir des conditions favorables à son développement. Il faudra ainsi, bien aérer les compartiments avec pour objectif de faire diminuer l'hygrométrie ambiante. Il faudra surtout veiller à éviter la présence d'eau sous forme liquide sur les plantes (Elad, Shtienberg, 1995).

D'autres mesures prophylactiques existent, comme l'élimination de toutes les plantes ou fruits infectés pour éviter la prolifération dans la serre ou encore la gestion de l'irrigation qui doit être réalisée uniquement quand la plante est capable de transpirer (pour éviter la rétention d'eau dans la plante) et dans les pains de laine de roches afin de réduire la création de milieux humides.

La lutte chimique est également envisageable, la plupart du temps de manière préventive et parfois de manière curative si le producteur intervient rapidement après la détection du foyer d'infestation.

- Pourriture noire

La pourriture noire est générée par l'agent pathogène *Didymella bryoniae* (Fuckel) Rehm (1881). Comme les deux champignons précédent *Didymella bryoniae* est capable de s'attaquer à toutes les parties aériennes des plantes et principalement dans ce cas aux plantes de la famille des cucurbitacées.

Les symptômes visibles sont un feutrage noir suintant sur les tiges et sur le collet des jeunes plants. Sur les fruits, l'extrémité apicale se nécrose et se couvre de pourriture noire.
Les symptômes sur fruits se développent parfois uniquement durant la conservation. Seule la forme pointue de l'extrémité apicale peut alors permettre de diagnostiquer une éventuelle infestation.

Tout comme *Botrytis cinerea*, ce champignon est opportuniste, il profite de blessures sur la plante et d'un climat favorable à son développement pour l'infecter. Le stigmate et le style de la fleur de concombre sont des portes d'entrée particulièrement privilégiée par ce pathogène (de Neergaard, 1989). La culture de concombres sous abris est particulièrement sensible aux attaques de *Didymella* car celui-ci apprécie les climats chauds et humides.

Les conditions climatiques optimales du développement de la pourriture noire sont une température d'environ 23°C (Van Steekelenburg, 1982) et une très forte humidité.
Plus que l'humidité ambiante, il semblerait que la présence d'eau libre sur les feuilles ou les fruits soit le facteur principal influençant la contamination. Il suffit d'une heure d'humectation sur feuille pour que la germination des spores débute (Van Steekelenburg, 1985).

La température de la serre semble avoir peu d'influence sur le développement du pathogène qui répond à une large gamme (10-35°C). Toutefois, (Van Steekelenburg, Van De Vooren, 1980) ont montré qu'au printemps, le développement du pathogène était plus important après des nuits froides.

Pour ce qui est de la protection phytosanitaire, comme pour *Botrytis cinerea*, il est important de contrôler au mieux le climat, en évitant les fortes hygrométries et les changements brutaux de température pouvant entrainer la condensation sur fruit. La lutte chimique est très limitée, il existe seulement quelques produits préventifs à action de contact.

La température et l'humidité sont les deux principaux paramètres climatiques limitant le développement des champignons pathogènes cités ci dessus. Ces deux facteurs ont déjà été étudiés précédemment pour leurs actions sur l'activité physiologique des plantes.

Voyons maintenant leurs impacts sur la gestion sanitaire vis-à-vis de ces champignons.

2.2.2. Paramètres climatiques et contrôle sanitaire

- Température

D'après (Jarvis, 1989) la mesure de la température de chacun des organes de la plante est indispensable pour assurer le contrôle sanitaire des cultures. L'auteur explique que la température des organes de la plante n'étant pas identique, chaque organe est exposé différemment au risque de condensation.

Ce risque de condensation est lié à la température de point de rosée de l'espace de culture.
La température de point de rosée est définit comme la température la plus basse à laquelle une masse d'air peut être soumise, à pression et humidité données, sans qu'il se produise une formation d'eau liquide par saturation. Cette valeur se calcule de la manière suivante :

$$Trosee = \sqrt[8]{Hr} * (112 + 0{,}9T) + 0{,}1T - 112$$

Avec, Hr l'humidité relative et T la température ambiante de la serre.

Si la température d'un organe de la plante est inférieure à la température du point de rosée de la serre, alors il y a un risque de condensation sur cet organe et donc un risque plus important de développement de pathogènes. En effet, la majorité des spores de champignons pathogènes (*Botrytis cinerea, Didymella bryoniae* …) ont besoin d'eau sous forme liquide sur la végétation pour leur germination (Arny, Rowe, 1991). Il apparait donc légitime de s'intéresser à la température de surface des organes de la plante indépendamment de la température ambiante de la serre.

De plus, il est prouvé qu'une élévation de la température de fruit entraine une accélération de la croissance de celui-ci ainsi qu'une respiration plus importante (Tazuke, Sakiyama, 1991, 1986). Toujours d'après (Tazuke, Sakiyama, 1986) le taux de respiration d'un organe reflète l'intensité d'une activité physiologique. Il y aurait alors un double intérêt à mesurer la température de surface du fruit (pour limiter les risques sanitaires mais également optimiser la croissance de celui-ci).

- Humidité

Comme nous avons pu le voir précédemment, la majorité des champignons pathogènes impactant la culture de concombres sous serre ont besoin d'une hygrométrie très importante pour initier leur infection. L'hygrométrie de la serre va donc devoir être pilotée en fonction des besoins de la plante mais également en intégrant la problématique de gestion sanitaire.

Pour contrôler l'humidité de la serre, le producteur va avoir recourt aux différents outils présentés dans la partie 2.1.2 – Humidité. La gestion de la déshumidification pourrait encore être améliorée en intégrant la comparaison de la mesure de la température du fruit et celle du point de rosée, cette dernière intégrant les valeurs d'humidité dans son calcul.

Dans cet état de l'art, nous venons de voir que les producteurs disposent d'un certain nombre d'outils pour optimiser l'efficience de leur culture.

L'activité photosynthétique de la plante peut encore être améliorée par la maitrise des paramètres climatiques et la gestion de la conduite culturale (LAI).

Les risques sanitaires peuvent être réduits également grâce à une meilleure maitrise du climat notamment par rapport au contrôle de la température des organes de la plante.

La suite de ce travail présente le déroulement et les résultats des études réalisées dans le but d'apporter de nouveaux outils d'optimisation des cultures de concombre en accord avec les deux axes d'études présentés ci-dessus.

Tableau 1 Tableau descriptif présentant les variétés de concombre cultivées au CTIFL ainsi que les principales caractéristiques de culture en fonction du mode de conduite culturale et de la période de plantation.

Conduite en V	2ème culture
Variétés	PROLOOG (RZ) et PRISCA (DRS)
Plant	Simple tête
Semis	07/03/2016
Plantation	30/03/2016
Substrat	Laine de roche GRODAN MASTER GROTOP (200x15x10cm)
Densité	1,88 plants/m²
Première récolte	25/04/2016
Sélection de fruits	N° 6-7, 9-10, 12-13, 15-16
Fin de récolte	11/07/2016

Conduite en Fil Haut	1ère culture	2ème culture
Variétés	ALJONA (Nu)	STELVIO (RZ)
Plant	Simple tête	Double tête
Semis	23/11/2016	18/05/2016
Plantation	21/12/2016	15/06/2016
Substrat	Laine de roche GRODAN MASTER GROTOP (200x15x10cm)	Laine de roche GRODAN MASTER GROTOP (200x15x10cm)
Densité	1,25 plants/m² puis 2,5 tiges/m² en laissant un axillaire	1,25 plants/m² (2,5 tiges/m²)
Première récolte	22/01/2016	08/07/2016
Sélection de fruits	1 fruit sur 2 2 fruits sur 3	1 fruit sur 2 2 fruits sur 3
Fin de récolte	13/06/2016	

3. Matériel et méthodes

3.1. Matériel végétal

3.1.1. Les variétés cultivées

Les plants de concombres sont produits par les pépinières René Briand basées à Saint-Julien-de-Concelles (44450). Tous les plants utilisés pour les expérimentations menées dans ce travail sont issus de semis et n'ont pas subi de greffes. Les fruits produits sont tous de type hollandais (fruit long).

Le Tableau 1 résume les différentes variétés utilisées ainsi que les principales caractéristiques de la conduite culturale en fonction des deux différents modes de culture et des périodes de plantation qui ont servi à réaliser ce travail.

Au total, quatre variétés ont été sélectionnées, pour leurs résistances à certains pathogènes et leurs préférences climatiques.

La variété **Proloog RZ F1®** est la variété de référence cultivée par tous les producteurs du bassin nantais en première culture dans un système « classique » à trois cultures par an.
D'après le catalogue Rijk Zwann, cette variété produit une « plante aérée, entre-nœud courts et petites feuilles » avec un « fort potentiel de rendement et réduction des temps de travaux.» [5]. Toujours d'après ce catalogue, cette variété possède une résistance intermédiaire à *Podosphaeria xanthii* (Oïdium).

La variété **Aljona (NUN 39041 CUL®)** possède des entre-nœuds moyens à longs et des feuilles de moyenne à grande taille. Cette variété est décrite pour avoir une résistance moyenne à *Podosphaeria xanthii* et une bonne résistance à *Cladosporium cucumerinum* (tavelure du concombre). [6].

Prisca (DR3773CE) De Ruiter ™, est une nouvelle variété fraichement arrivée sur le marché. Cette variété « apporte un gain de productivité important » et « une entrée en production très rapide ». Elle est présentée comme très résistante à l'Oïdium et donc préconisée pour « les cultures 2 et 3 dans le cas d'une triple rotation » (Réussir Fruits&Légumes, 2016).

Enfin, **Stelvio RZ F1®** est une variété, présentée comme une amélioration de **Proloog RZ F1®** pour ce qui est de la résistance à l'oïdium [5]. C'est pour cette résistance renforcée que cette variété est choisie en troisième culture, qui est généralement la culture la plus sujette aux risques phytosanitaires.

3.1.1. Conduites culturales

Un certain nombre de paramètres culturaux sont identiques pour les différentes méthodes de conduites culturales testées au Ctifl, méthodes qui vous serons présentées par la suite.

Tout d'abord pour ce qui est de la ferti-irrigation, tous les compartiments de concombres sont gérés en système perdu (pas de réutilisation de la solution de drainage), avec une gamme d'engrais liquides SubstraFedd (Yara France, La Défense, France). La laine de roche Grodan Master Grotop (Grotop Master®, Grodan, Hedehusene, Denmark) 200x15x10 cm est utilisée comme substrat de culture.

Pour ce qui est de la protection phytosanitaire, toutes les cultures sont gérées en protection biologique intégrée (biobest, Westerlo, Belgium).

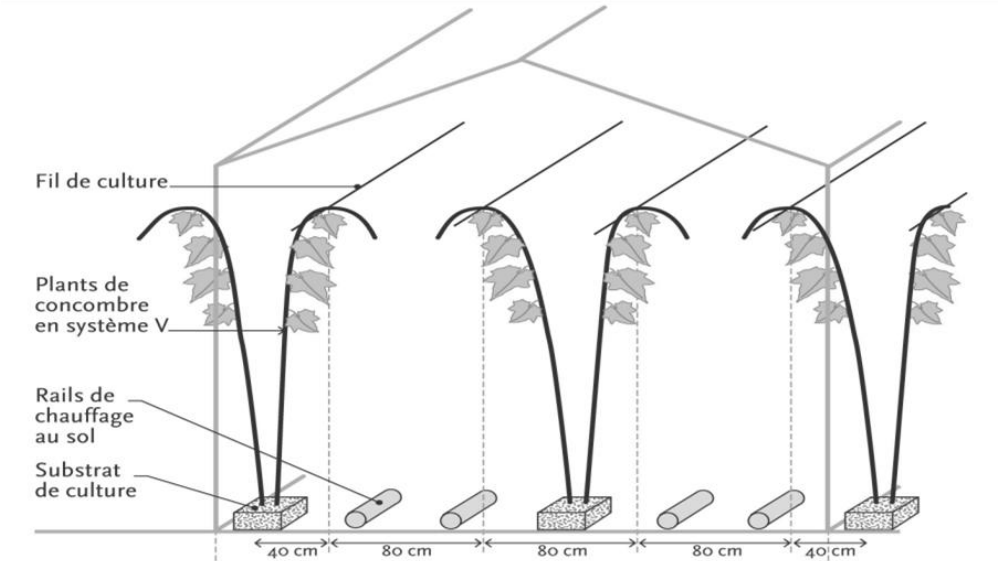


Figure 10 Visualisation de la disposition des plants de concombres dans une serre conduite en palissage en V (Brajeul et al, 2001)

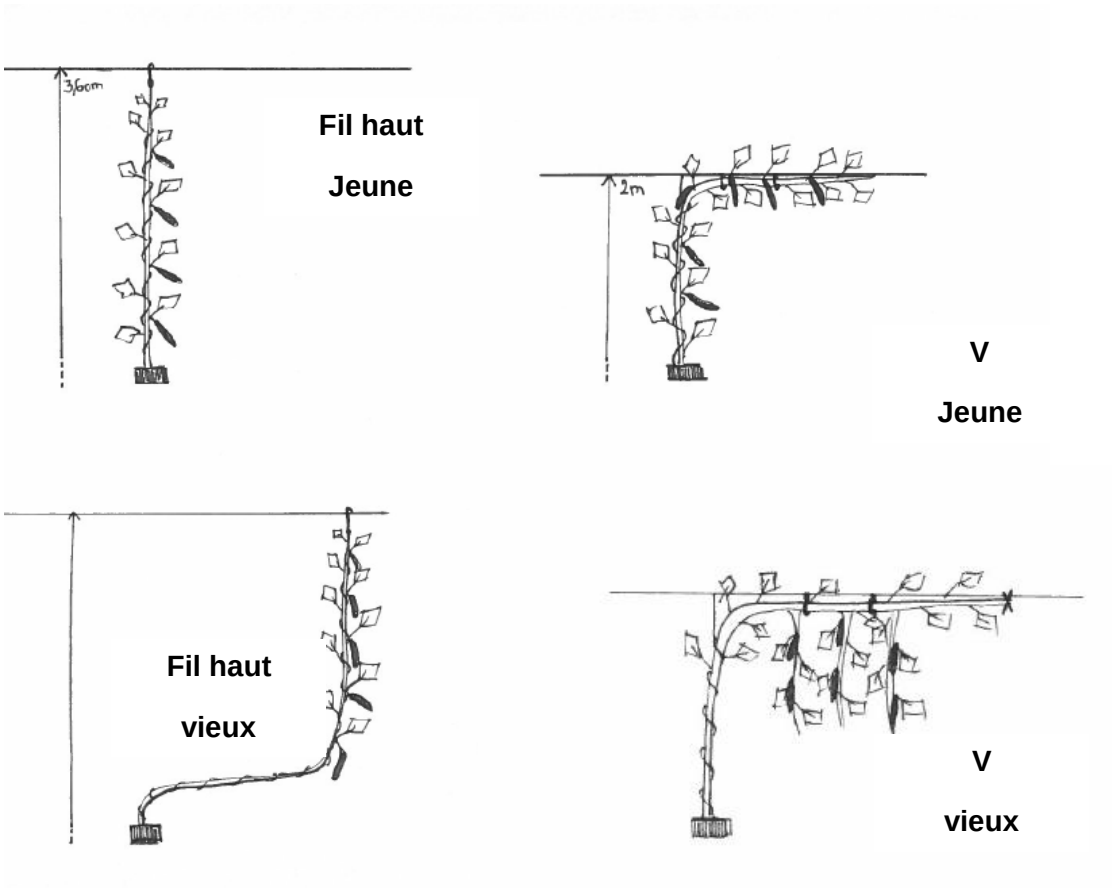


Figure 11 Représentation schématique de l'évolution des plantes conduites en palissage sur fil haut (partie de gauche) et en palissage en V avec sélection de 3 axillaires (partie droite) (source personnelle)

Les fruits sont récoltés quand ils atteignent un poids d'environ 400/450g, ce qui correspond à la catégorie la plus valorisée à la vente.

D'autres paramètres plus techniques sont spécifiques à chacun des modes de conduites réalisés.

- La culture en palissage V

Le premier compartiment suivi était dédié à la conduite en palissage V.
Les plantes placées sur la gouttière de culture sont palissés alternativement sur les deux fils placés de part et d'autre au-dessus de la gouttière, ce qui donne la forme caractéristique du V comme on peut le voir sur la Figure 10.
Le palissage de la tige principale est réalisé au niveau du fil de culture situé à 2 m de la base de la plante. Une fois avoir atteint le fil de culture, la plante est étêtée pour laisser se développer trois axillaires sélectionnés Figure 11.

Pour cette culture les concombres ont été plantés à une densité de 1,25 ou 1,88 plants/m² en fonction de la période de plantation. Trois cultures ont été réalisées durant la campagne 2016 avec une durée moyenne pour chaque culture d'environ 3 mois. Les résultats obtenus dans ce travail ont été réalisés sur la deuxième culture. Les périodes de semis, de plantations, de début et de fin de récolte sont résumés dans le Tableau 1 (page précédente).

La récolte est réalisée à une fréquence de 5 fois par semaine et l'effeuillage est conduit en fonction du vieillissement de la culture et de l'équilibre végétatif/génératif.

- La culture Fil haut

Le deuxième compartiment suivi dans ce travail était conduit en palissage sur fil haut. Deux cultures ont été réalisées pour la campagne 2016, pour une durée d'environ 5 mois chacune.

Cette conduite est similaire à la conduite réalisée en culture de tomate. Chaque plant est palissé sur une ficelle attachée au fil de culture situé à 4m de la gouttière (visualisable ne ANNEXE IV). Tous les axillaires sont supprimés pour ne conserver que la tige principale comme on peut le voir en Figure 11.

Pour la première culture les plants étaient disposés à une densité de 1,25 plants/m² puis augmentée à 2,5 tiges/m² en cours de culture grâce à la sélection d'un axillaire. Pour la seconde culture, les plants ont été conduits directement en double têtes dès la plantation, avec une densité de 1,25 plants/m² pour 2,5 tiges/m².

Deux types de sélections de fruits ont été testés avec soit la sélection d'un fruit sur deux, soit deux fruits sur trois. Les fruits sont récoltés 4 fois par semaine et la plante est effeuillée à raison de 6 feuilles par semaine pour conserver un bon équilibre feuilles/fruits et « aérer » les plantes pour limiter la propagation des pathogènes et améliorer l'interception lumineuse par les fruits.

Le palissage est réalisé au minimum une fois par semaine en raison de la forte croissance de la plante (environ 60 cm par semaine), puis la plante est descendue lorsque la tête atteint le fil de culture situé à 4m de hauteur.

Tableau 2 Principales caractéristiques de la conduite climatique des deux compartiments suivis dans ce travail (Palissage V, Palissage fil haut)

Conduite du climat	Palissage V	Palissage Fil Haut
Chauffage	1 Forcas 35 mm + Tube rail au sol (51mm)	2 Forcas 35 mm + Tube rail au sol (51mm)
Conduite chauffage	20°C jour et 20°C nuit avec pic à 21°C en journée	20°C jour et 20°C nuit avec pic à 21°C en journée
CO_2	Injection de LS+1h30 à CS-2h RI<600 W/m² : 500 ppm RI>600 W/m² : 800ppm	Injection de LS+1h30 à CS-2h RI<600 W/m² : 500 ppm RI>600 W/m² : 800ppm
Ecran	Jour et Nuit =Thermique : XLS 10 Ultra Revolux	Nuit = Thermique : XLS 10 Ultra Revolux Jour = Ombrage : XLS 35F Harmony Revolux
Déploiement écran	Jour : si RI > 600 W/m² Nuit : coucher du soleil au lever du soleil + 1h	LS à LS+4h: si RI> 600 W/m² LS+4h à CS-4h: si RI> 400 W/m² CS-4h à CS: si RI> 600 W/m² Nuit : CS à LS+1h
Intégration température	Intégration sur 24h avec augmentation du confinement le jour et diminution progressive (-1 à -4°C) la nuit	Pas d'intégration en première culture Intégration sur 24h en seconde culture
Déshumidification	Classique par chauffage-aération, pilotage au déficit hydrique, si DH<3,5 g/kg le jour et 2,5 g/kg la nuit	Classique par chauffage-aération, pilotage au déficit hydrique, si DH<3,5 g/kg le jour et 2,5 g/kg la nuit

Avec RI : Rayonnement instantané LS : levé de soleil, CS : couché de soleil
L'injection de CO_2 en fonction du rayonnement varie au court de l'année (hiver = faible intensité lumineuse)

3.2. Dispositif expérimental

Les essais réalisés dans ce travail ont été effectués dans deux compartiments, un conduit en palissage sur fil haut et un conduit en palissage V.

Les deux compartiments sont des serres de type Venlo, possédant une superficie de 307,2m² chacun (12,8m*24m) pour une hauteur sous chéneau de 5,5m.
Les gouttières de culture suspendues sont disposées en 9 rangs espacés de 1m60, ce qui représente 16 rangs de plantes (2 rangs par gouttière sauf pour les deux gouttières de bordure).

Le dispositif d'ombrage est constitué d'un écran d''ombrage XLS 35F Harmony Revolux pour la serre conduite en fil haut, et d'un écran thermique XLS 10 Ultra Revolux qui fait également office d'écran d'ombrage pour celle conduite en V.

Ce choix a été fait en culture V pour reproduire des conditions similaires aux producteurs. Un écran thermique est aussi installé dans la serre 15, uniquement déployée la nuit par temps froid pour limiter les déperditions thermiques. Les consignes de déploiement des écrans sont différentes dans les deux modes de conduites, comme cela est détaillé dans le Tableau 2.

Le climat des serres est géré par un même ordinateur climatique (MultiMa HortiMax, Pijnacker, The Netherlands) qui applique les différentes consignes climatiques et enregistres les données du climat de la serre au pas de temps de la minute. Ces consignes ne sont pas identiques pour les deux modes de culture (voir Tableau 2).

Le réseau de chauffage est similaire dans les deux compartiments mais positionné différemment. Il est constitué d'un rail au sol de type rail 51, qui est un chauffage à haute température utilisé seulement par grand froid. Ce rail sert également à guider les chariots de récoltes. Il y a également des tubes de chauffage à basse température en végétation de type Forcas (tube de 35 mm de diamètre). Ce tube est situé à 42cm du fil de culture en serre 13. Dans la serre 15, un Forcas est positionné au niveau du collet et un autre au niveau du fruit proche de la récolte.

L'injection de CO_2 est réalisée uniquement à partir de CO_2 liquide, en raison de la phytotoxicité des gaz issue des chaudières chez le concombre.

La gestion de l'humidification des serres est conduite de manière identique dans les deux compartiments. C'est une gestion classique par chauffage-aération avec pilotage au déficit hydrique si le DH est inférieur à 3,5 g/kg le jour et 2,5 g/kg la nuit.

3.3. Protocoles expérimentaux

3.3.1. Référentiel d'activité photosynthétique

Dans la partie état de l'art, nous avons pu voir l'importance des interactions entre les différents paramètres climatiques influençant le rendement photosynthétique des plantes.
L'objectif de cet essai est de déterminer les conditions optimales de fonctionnement de l'appareil photosynthétique afin de développer des règles de décision pour injecter le CO_2 dans la serre en fonction du rayonnement (interaction Rayonnement – CO_2).

Cet essai se déroule uniquement dans le compartiment conduit sur fil haut car l'architecture de la plante permet d'avoir un étagement parfait des feuilles de la plus jeune à la plus ancienne. Toutefois, les résultats obtenus seront applicables aux autres types de conduite du concombre.

Tableau 3 Paramètres climatiques respectés pour déterminer la feuille de référence et les différents couples optimum (CO_2 – Intensité lumineuse)

Activité photosynthétique	Axe n°1	Axe n°2
Concentration CO_2	Teneur dans la serre	200-400-600-800-1000-1200 ppm
Intensité lumineuse	800 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}	0-50-100-200-400-600-800-1000-1200 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}
Température	20 °C	20°C
Humidité relative	Teneur dans la serre	80%
Flux d'air	100 µmol.s^{-1}	100 µmol.s^{-1}
Durée de mesure	15 minutes (5 stabilisation + 10 enregistrements)	40 minutes (5 stabilisation + 35 d'enregistrements)
Fréquence des mesures	1 mesure par minute	1 mesure par minute

Figure 12 Visualisation de la chambre de mesure de l'appareil Li6400 XT en situation de mesure. La pince permet de fixer la chambre de mesure de manière hermétique sur la feuille à mesurer (source personnelle)

La première étape (Axe1) pour établir le référentiel d'activité photosynthétique est de définir la feuille de référence, c'est-à-dire celle qui aura la plus grande participation aux apports totaux de la plante. Pour cela, il faut hiérarchiser les apports de chaque feuille en termes de création de biomasse. Si on maximise l'activité photosynthétique pour cette feuille de référence, la photosynthèse sera forcément maximisée pour le reste de la plante.

Un second axe (Axe2) d'étude visera à déterminer des couples intensité lumineuse / concentration en CO_2, dans le but de fournir aux producteurs un référentiel permettant de savoir quelle concentration en CO_2 maintenir dans leur serre en fonction de l'intensité lumineuse reçue.

Les mesures d'activité photosynthétique sont réalisées à l'aide de l'appareil de mesure LI-6400XT (Li-Cor, Lincoln, NE, USA). Cet appareil est équipé d'une chambre de mesure étanche de 6cm² (2 x 3 cm) qui permet une estimation de l'activité photosynthétique en µmol de CO_2 consommés par m² et par seconde (µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$).

La chambre de mesure (visualisable en Figure 12) permet de fixer les paramètres influençant la photosynthèse, comme l'intensité lumineuse (dispositif LEDs), la teneur en CO_2, la température, l'humidité relative ou encore le flux d'air.

Toutes les mesures sont effectuées par temps ensoleillé dans un souci d'homogénéité des conditions environnementales pendant les mesures, pour que le processus de photosynthèse soit bien actif et pour éviter un rétrocontrôle dû à la limitation de l'export des assimilats vers les puits.

Les plantes sont choisies de manière aléatoire dans la serre, en excluant toutefois les plantes chétives et celles situées sur les rangs de bordures.

Dans l'axe 1, les mesures sont réalisées sur la première culture. Les paramètres climatiques dans la chambre de mesure sont fixés pour obtenir des valeurs proches de l'air ambiant, non limitant pour l'activité photosynthétique.
La concentration en CO_2 est égale à celle de la serre, l'humidité relative également. La température est fixée à 20°C, le flux d'air à 100 µmol.s^{-1} et l'intensité lumineuse à 800 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$.

Pour chaque feuille mesurée, 15 minutes de mesures sont réalisées avec un pas d'une mesure par minute. Les cinq premières minutes sont nécessaires à la stabilisation de l'activité et des conditions environnementales. Seules les 10 mesures suivantes sont retenues pour déterminer l'activité photosynthétique de l'étage foliaire en question.

La feuille n°1 correspond à la plus jeune feuille entièrement développée dont la surface permet de positionner correctement la chambre de mesure (6cm²) et la pince (Figure 12).
L'activité photosynthétique a été mesurée sur 3 plantes (1 feuille sur 2) fin mars 2016 puis précisée par une répétition sur 6 plantes (sélection des feuilles les plus actives) début avril 2016.

Pour l'axe n°2, les mesures ont été réalisées sur la première culture.

Les paramètres appliqués dans la chambre de mesure ont été choisis en fonctions des couples CO_2/lumière étudiés. La gamme de concentration en CO_2 testée s'étend de 200 à 1200ppm et l'intensité lumineuse de 0 à 1200 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$.

La température a été fixée à 20°C. Le flux d'air est toujours fixé à 100 µmol.s^{-1} et l'humidité relative dépend de l'hygrométrie de la serre.

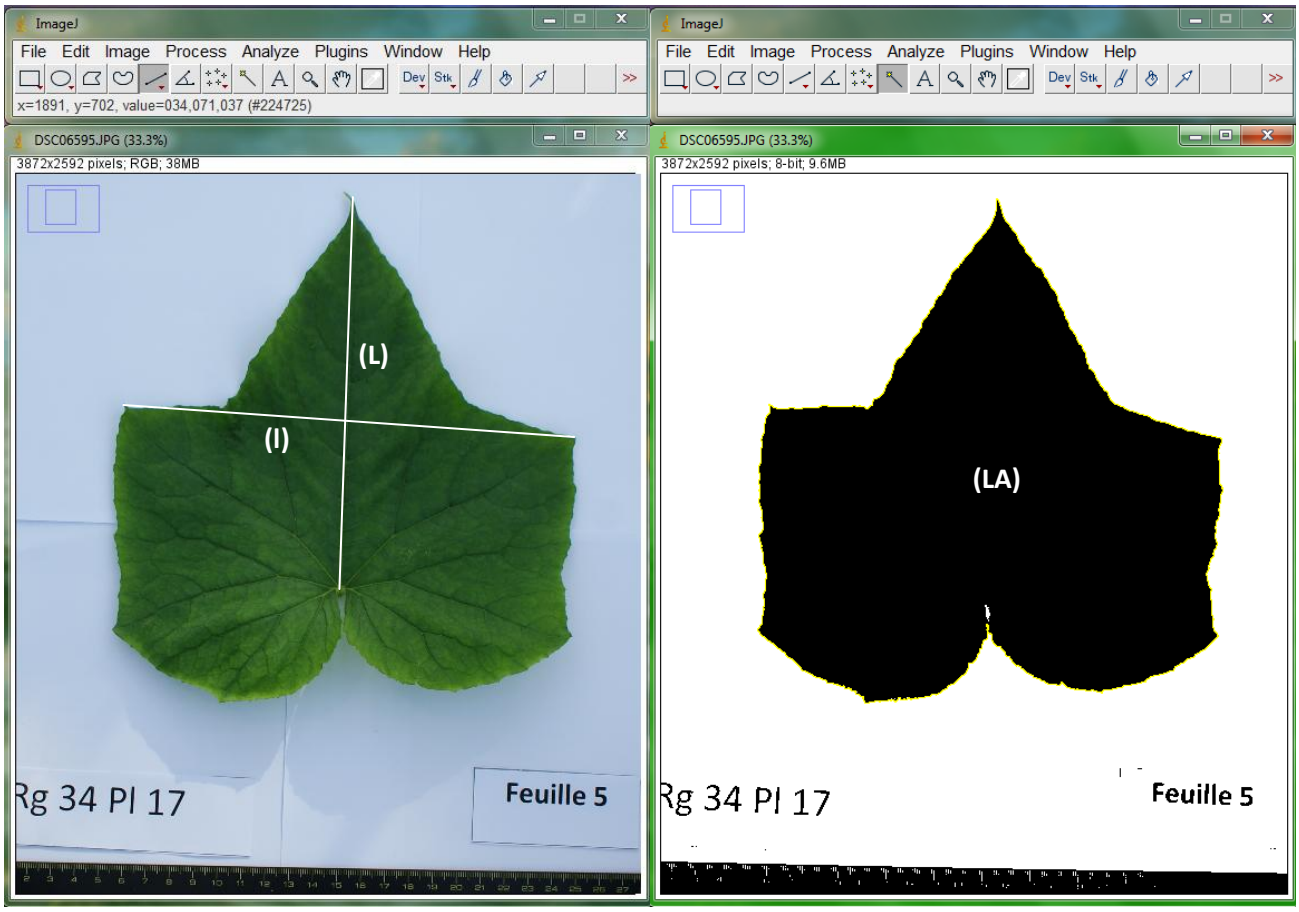


Figure 13 Visualisation du traitement des photographies de feuilles avec le logiciel ImageJ. (A gauche) mesure de la longueur et largeur de la feuille. (A droite) mesure de la surface foliaire après binarisation de l'image). En bas de l'image on peut apercevoir la règle graduée utilisée pour la mise à l'échelle de l'image. (Source personnelle)

Toutes les mesures ont été effectuées sur la feuille de référence déterminée dans l'axe n°1. Pour chaque mesure, 40 minutes de mesures sont réalisées avec un pas d'une mesure par minute, ce qui donne 35 mesures par couple en éliminant les 5 premières minutes de mesure.

48 couples CO_2/lumières ont été testés sur la première culture, du 20 avril au 20 mai.

3.3.2. Détermination du LAI

La détermination du LAI de la culture de concombre est essentielle pour permettre aux producteurs de contrôler la quantité de végétation à maintenir dans leur serre.

Cette partie porte donc sur la création d'une méthode d'estimation du LAI en culture de concombre conduite en fil haut et facilement reproductible en condition réelle de production.

La première étape (Axe 1) de ce travail consiste à déterminer un modèle mathématique permettant d'estimer la surface d'une feuille de concombre.
Pour cela 10 plantes de la première culture (quatre le 14 avril 2016 et six le 31 mai) sur fil haut ont été totalement effeuillées, puis chaque feuille numérotée en fonction de l'étage foliaire correspondant a été photographiée sur fond blanc à proximité d'une règle graduée pour un souci d'échelle.

Les plantes ont été choisies pour être les plus représentatives de la serre (les bordures de la serre et les plantes chétives sont rejetées).

Toutes les photographies de feuilles obtenues sont ensuite analysées à l'aide du logiciel de traitement photographique ImageJ (open source).
Ce logiciel permet de déterminer informatiquement la longueur (L) et largeur (l) des feuilles ainsi que leur surface foliaire (LA) grâce à une méthode de binarisation et mise à l'échelle de l'image à l'aide de la règle graduée (Figure 13).

Une validation des mesures de longueur et largeur de feuilles obtenues sur ImageJ a été effectuée en comparant les valeurs obtenues par mesure manuelle sur 30 feuilles (31/05/16).

Suite à la réalisation de régressions linéaires, les données de surface, longueur et largeur pour chaque étage foliaire vont permettre de déterminer une équation de corrélation reliant la surface de chaque feuille avec la largeur et la longueur de celle-ci.

La deuxième étape (axe2) a pour objectif de définir la feuille de référence pour l'estimation du LAI. Cette feuille va être celle qui représente le mieux l'ensemble des feuilles de la plante, autrement dit celle qui s'approche le plus de la surface foliaire moyenne de la plante. Elle sera donc repérée à l'aide du rapport LA/LA_{moy} pour chaque étage foliaire de la plante.
Ce travail sera effectué pour un nombre de feuilles fixé à 20 feuilles par plante (nombre de feuilles moyens présents tout au long de la culture)

Enfin, une fois l'équation d'estimation de surface foliaire validée et la feuille de référence déterminée, la dernière étape (axe 3) va être de valider une formule permettant d'estimer le LAI de la culture.

Figure 14 Visualisation du prototype de capteur de température de fruit développé par l'entreprise HortiMax, positionné sur un fruit. La caméra infrarouge permettant la mesure de température est identifiée à l'aide d'un cercle (source personnelle)

Pour cela, le LAI va d'abord être calculé avec les données obtenues par ImageJ à partir de la formule suivante :

$$LAI_{mes} = \left(\sum_{i=1}^{n} LA_i\right) * d * 0{,}0001$$

Avec **LAI_{mes}** pour le LAI mesuré, **LA** la surface foliaire en cm² obtenue sur ImageJ, **n** le nombre de feuilles, **d** la densité de culture en tiges par m² et 0,0001 pour la conversion des cm² en m².

Le **LAI_{mes}** ainsi obtenu servira de référence pour valider la formule d'estimation du LAI.

Une seconde série de plantes ont été effeuillées et photographiées durant la seconde culture (4 plantes le 26/07/16). Ces données permettront de valider ou retravailler la formule précédemment obtenue.

Il est important de préciser que la formule d'estimation de la LAI sera utilisable uniquement lorsque la plante s'est totalement installée, c'est-à-dire environ deux à trois semaines après que la plante ait atteint le fil de culture. Dans tous les cas, il est inutile de mesurer l'indice de surface foliaire avant que la plante ne soit correctement installée.

3.3.1. Validation de capteurs de température de fruit

La création d'un capteur de température de fruit s'inscrit dans le projet CONSER, décrit dans l'ANNEXE I. Ce capteur a pour objectif de permettre aux producteurs de mesurer la température de la peau des fruits, dans le but de vérifier s'il n'y a pas de risque de condensation sur ceux-ci et sur toutes autres parties de la plante, les fruits possédants la température la plus froide de la plante en raison de leur inertie plus importante (validé dans les travaux du projet CONSER en 2014). Cette nouvelle donnée devrait donc permettre aux producteurs de mieux piloter le climat des serres en fonction de ces risques.

Cet essai a entièrement été réalisé sur une culture de concombre palissée en V, du 27 avril au 19 juin 2016.

Le fruit dont nous mesurions la température était changé lorsque celui-ci arrivait au stade récolte. Toutes les mesures ont été effectuées sur des fruits destinés à être récoltés dans les cinq jours. Ces fruits étaient situés sur deux plantes situées au milieu du rang du milieu de la serre.

- Capteurs utilisés :

Le prototype HortiMax (HORTI) a été réalisé par l'entreprise HortiMax (partenaire du projet), spécialisée dans la gestion et le pilotage du climat et de la fertirrigation en culture sous serre. Il est composé d'un support rigide en plastique se positionnant directement sur le fruit. La mesure de température est réalisée à l'aide d'une caméra infrarouge (Figure 14) fixée à la base du support rigide et visant l'épiderme du fruit. Le prototype HortiMax est le seul capteur connecté directement à l'ordinateur climatique (MultiMa®), tous les autres étant branchés sur une centrale d'acquisition (CR3000, Campbell Scientifc).

Deux thermocouples de type K ont été utilisés pour mesurer la température de la peau du fruit (TMCP) et à l'intérieur du fruit (TMCI). Une caméra infrarouge (CAM) (SI-131, Apogee Instruments) est utilisée pour servir de témoin en comparaison au prototype HORTIMAX. Des capteurs fabriqués par nos propres soins (faux fruits) sont testés pour analyser leurs capacités à estimer la température de surface du fruit.

Figure 15 Visualisation des deux faux fruits utilisés avec à gauche le capteur de type briquette de jus de fruit et à droite le flacon de 250mL (source personnelle)

Tableau 4 Résumé des différents axes de travail suivis pour la partie capteur de température de fruits

Capteur de température	**Axe a**	**Axe b**	**Axe c**
Objectif	Validation capteur HortiMax	Test capteurs faux fruits	Période critique risque de condensation
Données utilisées	HORTI TMCP CAM	BOCAL-BRIQUE TMCP	TMCP TPDR
Variété	Proloog	Proloog	Proloog
Dates	14/04/16 – 31/05/16	14/04/16 – 31/05/16	14/04/16 – 31/05/16

Avec HORTI : capteur HortiMax, TMCP : thermocouple plantée dans la peau du fruit, CAM : caméra infrarouge, BOCAL : faux fruits flacon, BRIQUE : faux fruits briquette, TPDR : température de point de rosée du compartiment.

Tableau 5 Classement des jours selon la température moyenne journalière (levé au couché de soleil) pour les tests sur les capteurs de types faux fruits

	Froid	**Moyen**	**Chaud**	**Très chaud**
T° moyenne jour	< 23°C	T∈ [23 ; 24°C]	T∈ [24 ; 25°C]	> 25°C
Nombre de jours	9	21	8	7

Le premier faux fruit (BOCAL) est constitué d'un flacon en polypropylène (1.7mm d'épaisseur) transparent d'un diamètre de 83 mm pour une hauteur de 64mm (contenance de 250mL). Ce flacon (Figure 15) était rempli de 250mL d'eau distillée. Le second faux fruit (BRIQUE) est une briquette de jus de fruit fabriquée en carton mixte (Tetra Pak®) d'une contenance de 200mL, rempli de 200mL d'eau distillée. Plusieurs exemplaires de ces faux fruits ont été testés sur toute la période de mesure et trois sondes de température PT100 ont été utilisées pour mesurer la température à l'intérieur des faux fruits.

Un premier axe de travail (Axe 1) a eu pour objectif d'identifier le moment de la journée où il y avait le plus de risques de condensation sur les fruits. Cet axe à nécessité de comparer les données de température de point de rosée (TPDR) obtenues à partir de l'ordinateur climatique pilotant la serre, et les données de température de peau de fruit obtenues par le thermocouple plantée dans la peau du fruit. Les risques de condensation ont été établis dès lors que la température du thermocouple planté dans la peau du fruit est inférieure à la température du point de rosée du compartiment avec une marge de + ou - 1 °C.

Un second axe (axe 2) avait pour but de valider le prototype HortiMax, d'un point de vue technique (utilisation quotidienne, solidité…) et scientifique (validation des valeurs mesurées). Pour la validation technique, il n'y a pas eu de protocole précisément suivi. Des remarques ont été notées pendant la durée de l'essai et ont servi à établir un bilan de retour d'utilisation.
Pour la validation scientifique, les valeurs obtenues à l'aide du prototype HortiMax ont été comparées avec des mesures obtenues à partir du thermocouple planté dans l'épiderme du même fruit et d'une caméra infrarouge positionnée sur le même fruit également.

La valeur fournie par le thermocouple planté dans l'épiderme du fruit (TMCP) a servi de valeur de référence pour vérifier l'efficacité du prototype et du reste des autres capteurs testés.

Dans le dernier axe d'étude (Axe 3), les faux fruits ont également été testés pour analyser leurs capacités à estimer la température de surface du fruit. Les valeurs obtenues ont été comparées à celles obtenues par le thermocouple planté dans l'épiderme.
Pour cet axe, les données ont été classées en catégories selon la température moyenne journalière (Tableau 5) pour vérifier si les fortes ou les basses températures n'influaient pas l'estimation des faux fruits. Les résultats présentés sur la validité des capteurs de type faux fruits sont présentés de 6h à 22h car le risque de condensation sur les organes de la plante à principalement lieu du lever au coucher du soleil.

3.4. Traitement statistique des données

Les analyses statistiques sont réalisées sur le logiciel R version 3.3.1. Après vérification au préalable des hypothèses de normalité des résidus (Shapiro-Wilk) et d'homoscédasticité des résidus (Test de Bartlett) avec un seuil d'erreur significatif fixé à 5%, une analyse de variance (ANOVA) à 1 facteur a été réalisée lorsque le nombre de répétitions était suffisant. En fonction de la significativité du facteur étudié, une comparaison des moyennes à l'aide du test de Neuman-Keuls (seuil de 5%) a permis de classer les différentes modalités par groupe. Lorsque les hypothèses de normalité ou d'homoscédasticité des résidus n'étaient pas vérifiées, nous avons utilisé le test non paramétrique de Kruskal-Wallis (KW) avec un seuil d'erreur significatif fixé à 5% suivi d'un test post-hoc de Kruskal-Wallis pour classer les modalités en groupe, si une différence significative entre ces modalités était démontrée.
Pour confirmer la corrélation existante entre deux variables quantitatives, le coefficient de Pearson (Pe) a été calculé après vérification de la normalité des valeurs (Shapiro Wilk à 95%). Dans le cas contraire, le coefficient de Spearman (Spe) a été privilégié.

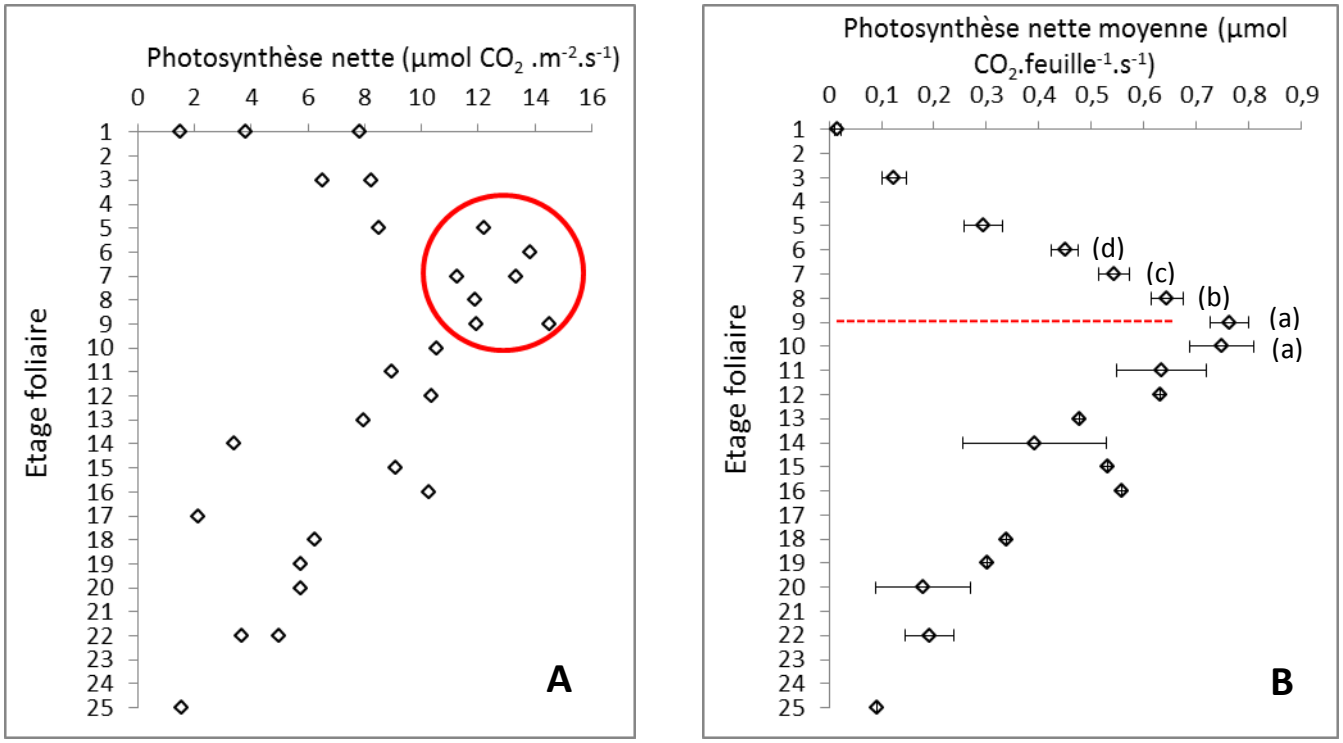


Figure 16 Graphiques représentant l'activité photosynthétique nette exprimée en µmol CO_2 .m^{-2}.s^{-1} (A) et l'activité photosynthétique nette moyenne par feuille en fonction de l'étage foliaire mesuré (B). La zone d'activité maximale mise en évidence par un cercle (A) se situe entre la feuille n°6 et la feuille n°10. Finalement, la feuille la plus photosynthétiquement active est la feuille n°9 (B). Les barres d'erreurs représentent les écarts type liés aux répétitions biologiques. Conditions des mesures : CO_2 environ 300ppm, intensité lumineuse 800 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}, Température 20°C

4. Résultats

4.1. Référentiel d'activité photosynthétique

4.1.1. Axe 1 Feuille de référence

Une première série de mesures réalisée sur trois plantes a permis de mettre en évidence la zone la plus photosynthétiquement active de la plante. Les étages foliaires sont représentés sur la graphique du plus jeune étage totalement formé situé au sommet de la plante (1) au plus vieux (25). Comme on peut le voir sur la Figure 16A qui présente la mesure de photosynthèse nette (absorption photosynthétique et consommation due à la photo-respiration) en fonction de l'étage foliaire, la zone la plus photosynthétiquement active se situe entre les étages foliaires 6 et 10, avec des valeurs de photosynthèse nette supérieures à 11 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$.

Cette figure nous montre également qu'il semble y avoir une corrélation négative entre l'étage foliaire et l'activité photosynthétique. En effet pour les étages foliaires situés au sommet de la plante (les quatre premières feuilles exclues) nous obtenons des valeurs comprises entre 10 et 15 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$) alors que pour les étages foliaires situés en bas de la plante (étage 18 à 25) les valeurs sont comprises entre 1 et 7 $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$, soit des étages foliaires deux fois moins actifs en moyenne.

Des mesures complémentaires ont donc été effectuées sur 6 plantes supplémentaires, uniquement au niveau de la zone la plus active, pour pouvoir se concentrer à réaliser plus de répétitions biologiques.

La photosynthèse nette moyenne par étage foliaire a été obtenue en combinant les données précédemment obtenue sur la plante entière, les données obtenues sur la zone au fort potentiel et la surface moyenne de chaque étage foliaire (valeurs obtenues grâce aux mesures qui seront présentées dans la partie 5.2). Les moyennes pour chaque étage foliaire sont représentées dans la Figure 16B, qui permet également de visualiser la variabilité biologique des répétitions (barre d'erreurs). Le fait de rapporter la mesure de photosynthèse nette par m² à la surface foliaire moyenne de chaque étage foliaire permet de visualiser réellement la contribution de chaque feuille à l'activité photosynthétique totale de la plante.

La réalisation d'un test de Kruskal-Wallis sur la zone des feuilles 6 à 10 a révélé des différences très significatives entre ces 5 feuilles (P-value < 0,001). Les moyennes ont donc été classées par groupes grâce au test post hoc de Kruskal-Wallis, représentés par les lettres a, b, c et d sur la Figure 16B. Au final, les feuilles 9 et 10 peuvent être considérées comme étant les plus actives de la plante avec une mesure de photosynthèse nette moyenne respective de 0,76 et 0,75 µmol $CO_2.feuille^{-1}.s^{-1}$ (Figure B). Cependant comme l'écart type (représenté par les barres d'erreur sur le graphique) est plus important pour la feuille 10, nous avons choisi la feuille n°9 comme feuille de référence photosynthétique pour la suite des mesures à réaliser.

Ce graphique nous permet également de confirmer le fait que l'activité photosynthétique des feuilles diminue en fonction de l'étage foliaire. Plus l'étage foliaire est situé en bas de la plante (proche du sol) moins l'activité photosynthétique est importante. Par exemple l'activité photosynthétique de l'étage foliaire 22 (0,2 µmol $CO_2.feuille^{-1}.s^{-1}$) est presque quatre fois moins importante que celle de l'étage foliaire 9.

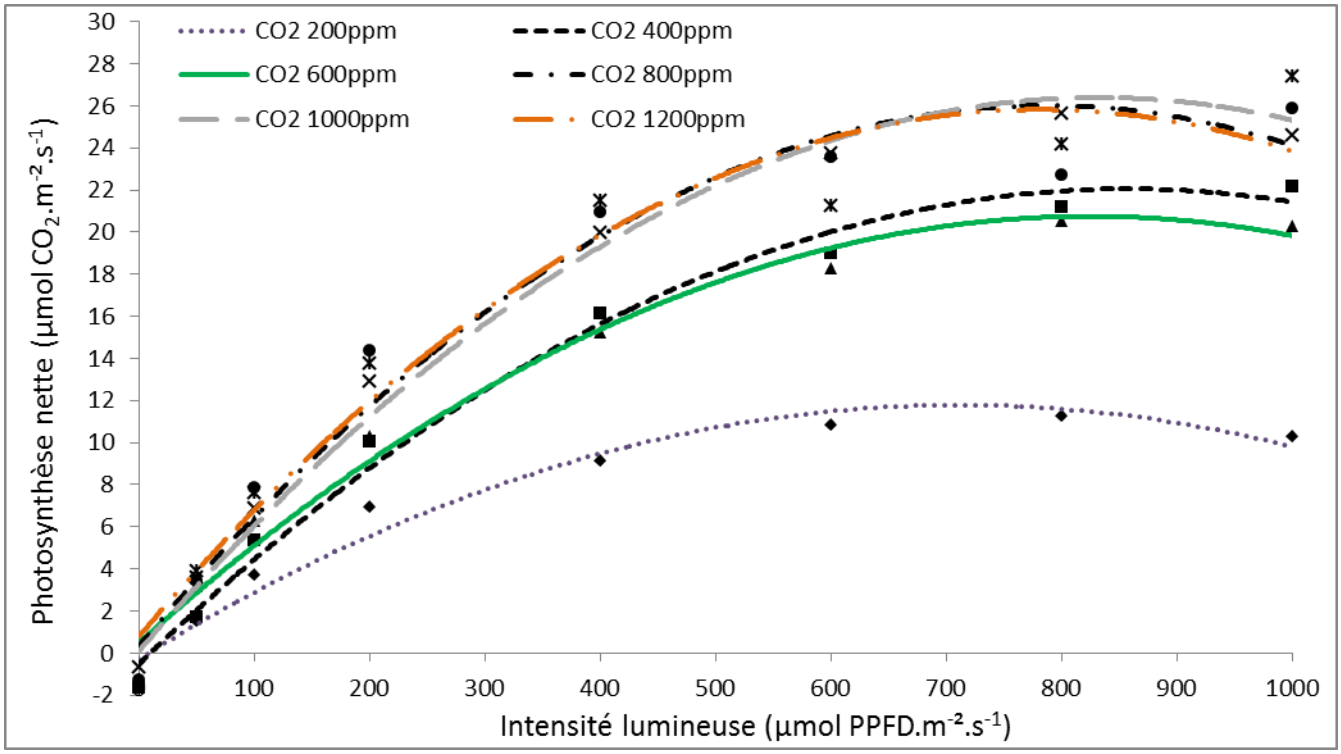


Figure 17 Graphique reliant l'intensité lumineuse (µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}) à la photosynthèse nette de la feuille de référence (µmol CO_2.m^{-2}.s^{-1}) en fonction de la concentration en CO_2 fixée dans la chambre de mesure, obtenu par régression polynomiale du second degré.

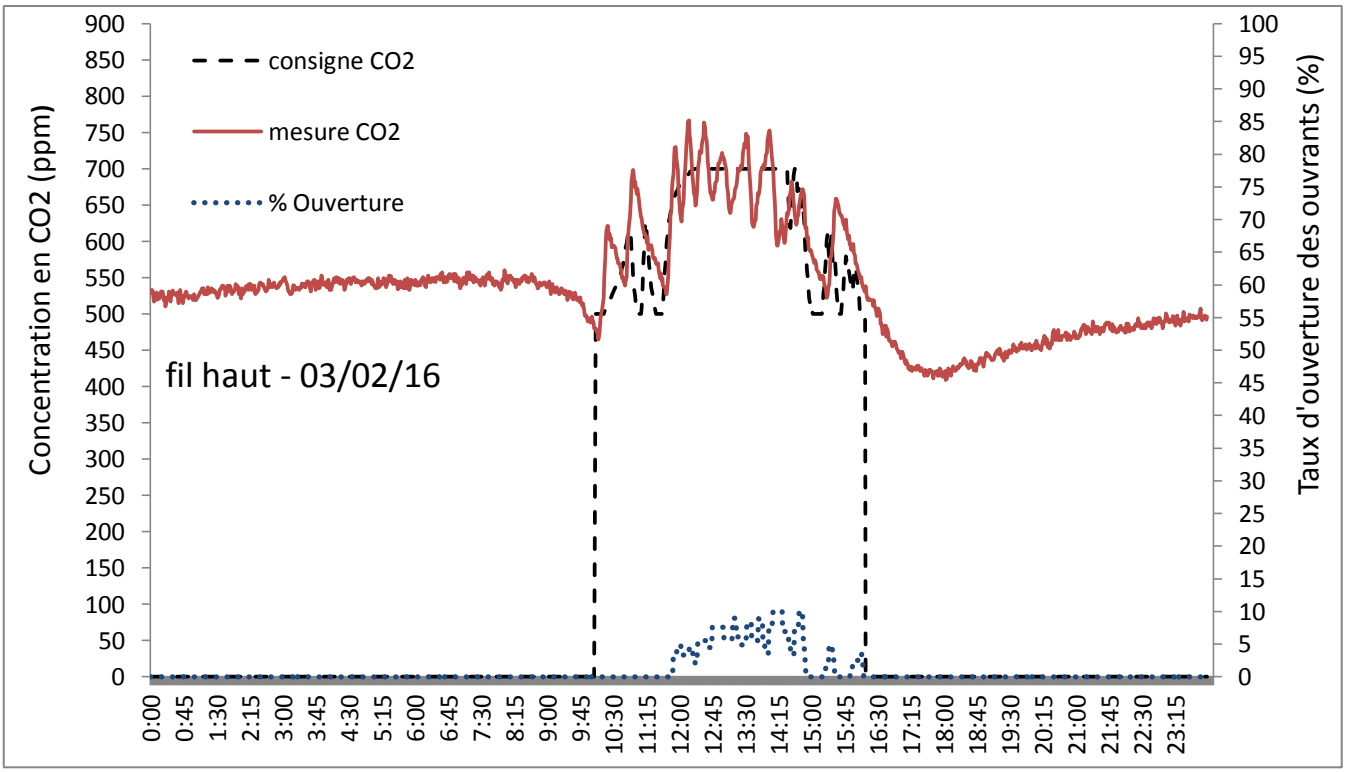


Figure 18 Visualisation des valeurs mesurée de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevées sur 24h le 03/02/16

4.1.2. Axe 2 Détermination des interactions optimales rayonnement / [CO_2]

Pour rappel, l'objectif de ce travail est de fournir aux producteurs un référentiel permettant de savoir quelle concentration en CO_2 maintenir dans leur serre en fonction de l'intensité lumineuse reçue, tout ceci dans le but de maximiser l'activité photosynthétique des plantes.

Quarante-huit couples (concentration en CO_2 / intensité lumineuse) ont été testés sur l'étage foliaire de référence et ont permis de mettre en évidence des courbes de régression polynomiale du second degré reliant l'intensité lumineuse exprimée en µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$, à une intensité photosynthétique exprimée en µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$ pour chaque concentration en CO_2 testée. Les courbes de régressions obtenues sont présentées en Figure 17, ainsi que les points qui ont permis de déterminer ces courbes.

La courbe obtenue pour une concentration de 200ppm de CO_2 possède les valeurs de photosynthèse nette les plus faibles, avec un maximum de 10 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$ pour une intensité lumineuse de 700 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$.

Ensuite, les courbes obtenues pour des concentrations de 400 et 600ppm de CO_2 se chevauchent initialement jusqu'à une intensité lumineuse de 400 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$ puis la courbe des 400ppm devient supérieure à celle des 600ppm. Leur photosynthèse nette maximale (respectivement 21,5 et 19,5 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$) est obtenue pour une intensité lumineuse de 800 µmol PAR.$m^{-2}.s^{-1}$.

Enfin les courbes déterminées pour des concentrations de 800, 1000 et 1200ppm de CO_2 sont très similaires graphiquement et obtiennent une valeur maximale de photosynthèse nette d'environ 25 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$ également pour une intensité lumineuse d'environ 800 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$.

Sur ce graphique, nous pouvons également voir que les valeurs de photosynthèse nette des courbes de 400 à 1200ppm sont très proches lorsque l'intensité lumineuse fournie à la plante est inférieur à 100 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$.

Par exemple, prenons une journée où le rayonnement photosynthétiquement actif disponible pour les plantes ne dépasse pas 100 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$. Si la concentration en CO_2, dans la serre est égale à la teneur atmosphérique (environ 400 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$), la mesure de photosynthèse nette de la feuille de référence devrait s'établir aux alentours de 4 µmol $CO_2.m^{-2}.s^{-1}$ (Figure 17). Pour obtenir une activité photosynthétique 1,5 fois supérieure, le producteur va devoir maintenir une concentration minimale dans sa serre de 800ppm CO_2, ce qui représente une dépense économique importante par rapport à l'activité photosynthétique potentiellement atteignable, qui sera de toute manière plus de 3 fois inférieure à l'activité photosynthétique des feuilles lors des journées à 400 µmol PPFD.$m^{-2}.s^{-1}$ par exemple.

Ces résultats sont intéressants pour déterminer plus tard quelle concentration en CO_2 il sera intéressant de chercher à maintenir dans la serre en fonction de l'intensité lumineuse photosynthétiquement active reçue par la plante.

Une explication pertinente sur la réflexion de l'injection de CO_2 dans la serre en fonction du pourcentage d'ouverture des ouvrants de la serre est présentée dans les figures 18,19 et 20.

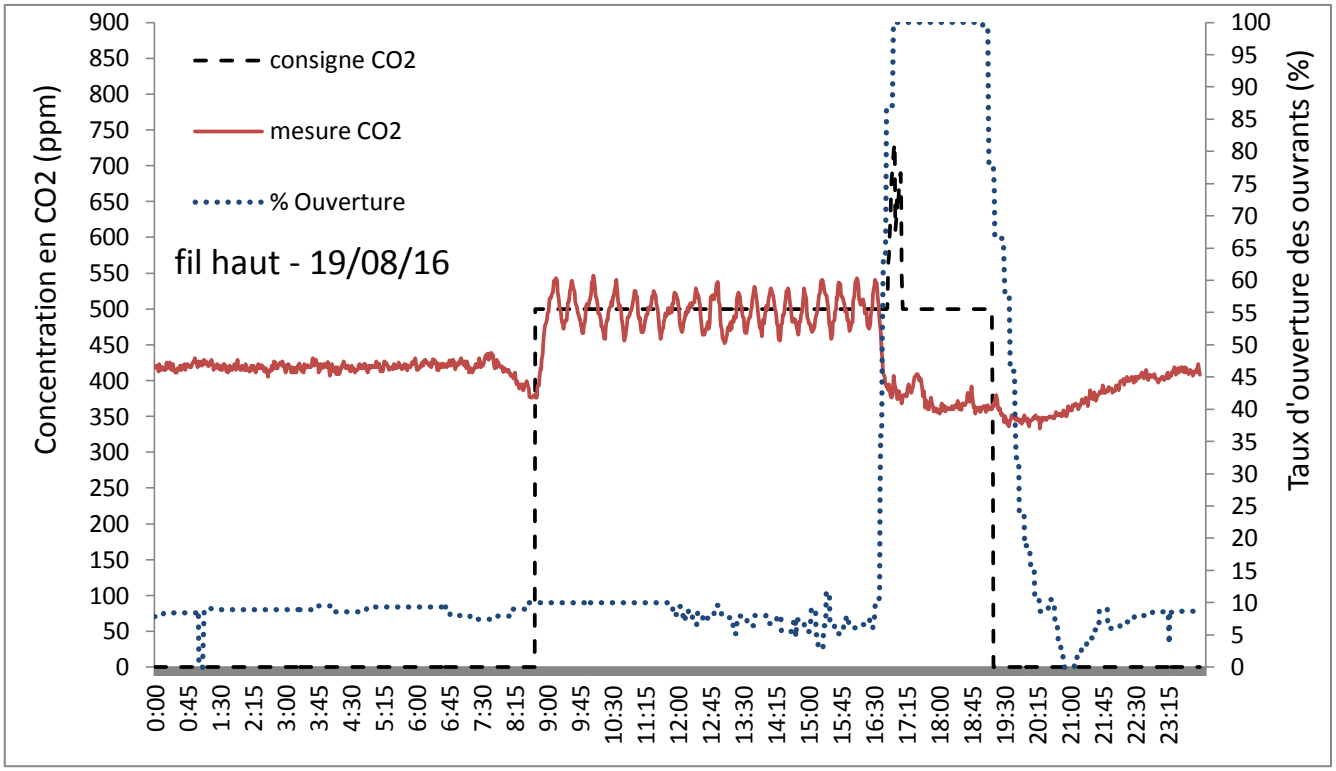


Figure 19 Visualisation des valeurs mesurée de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevées sur 24h le 19/08/16

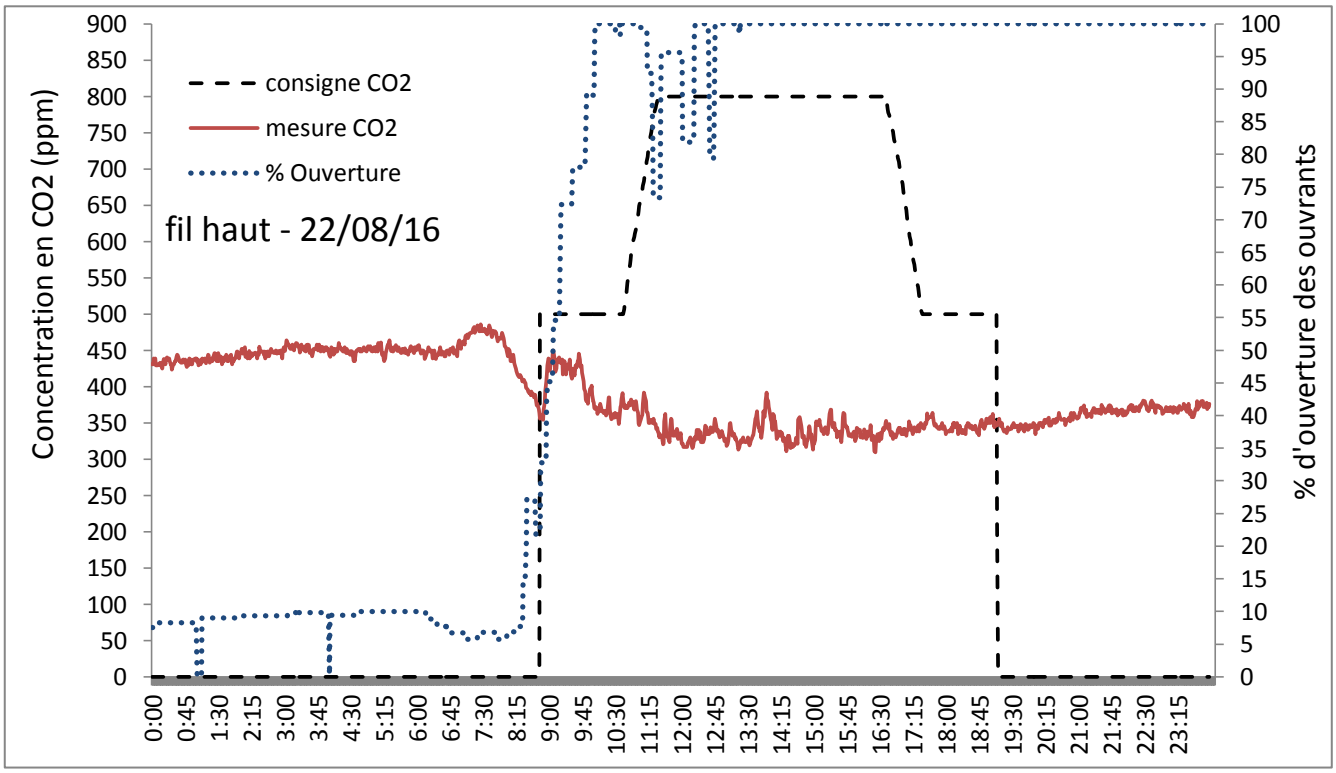


Figure 20 Visualisation des valeurs mesurée de [CO_2] dans la serre conduite sur fil haut en fonction des consignes d'injections et du taux d'ouverture des ouvrants. Valeurs relevées sur 24h le 22/08/16

Pour synthétiser ces graphiques, nous pouvons voir qu'en hiver (Figure 18), lorsque les ouvrants sont très peu ouverts (7%) mais que l'intensité lumineuse est suffisamment intéressante pour augmenter la consigne d'injection de CO_2 (700ppm), la concentration en CO_2 mesurée dans la serre suit parfaitement les consignes d'injections.

Le second graphique (Figure 19), obtenu cette fois ci en été, nous montre que lorsque les ouvrants sont fermés, la mesure de concentration de CO_2 dans la serre suit la consigne d'injection (500ppm). Nous sommes alors dans une période pluvieuse et peu lumineuse (consigne d'injection basse et ouvrants fermés). A partir de 16h30, les ouvrants se sont ouverts (pourcentage d'ouverture à 100%). La consigne d'injection a également augmenté temporairement à 700ppm ce qui indique un rayonnement instantané important. Cependant, les mesures de [CO_2] ont chuté pendant toute la durée d'ouverture des ouvrants, sans jamais atteindre la consigne d'injection. Une fois les ouvrants refermés (20h) la concentration mesurée a recommencé à augmenter.

Enfin le dernier graphique (Figure 20) correspond à une journée chaude et ensoleillée d'été. On peut voir que les ouvrants sont ouverts à 70-100% de 9h00 à 23h55. La consigne d'injection est passée rapidement de 500ppm à 800ppm ce qui confirme le caractère ensoleillé de la journée. Toutefois la mesure de [CO_2] dans la serre n'a jamais dépassé 450ppm à partir de 9h, se retrouvant parfois même aux alentours de 350ppm.

Tout ceci nous confirme donc qu'il est inutile de fixer des consignes d'injection élevées lorsque les ouvrants de la serre sont très ouverts. Durant la journée du 22/08/16, l'injection de CO_2 a fonctionné en continue sans que cela ait le moindre impact sur la concentration en CO_2 mesuré. Ceci correspond donc à une perte d'énergie importante. Par contre, le graphique de la journée du 03/02/16 nous confirme la possibilité d'enrichir et d'obtenir des concentrations bien supérieures à la teneur atmosphérique lorsque les ouvrants sont fermés.

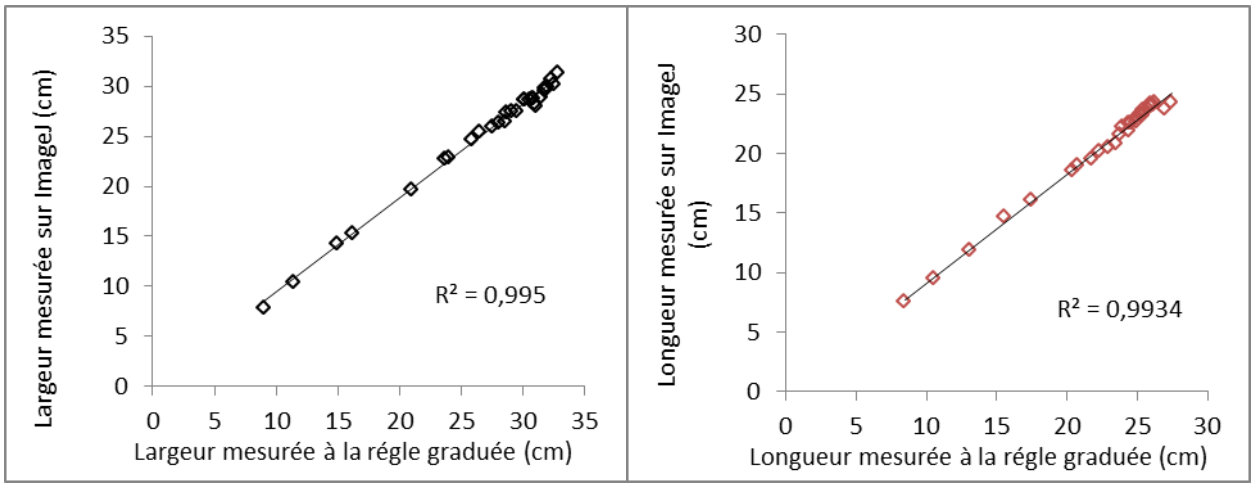


Figure 21 Régression linéaire entre les valeurs mesurées manuellement sur les feuilles et les valeurs obtenues à l'aide du logiciel de traitement d'image ImageJ

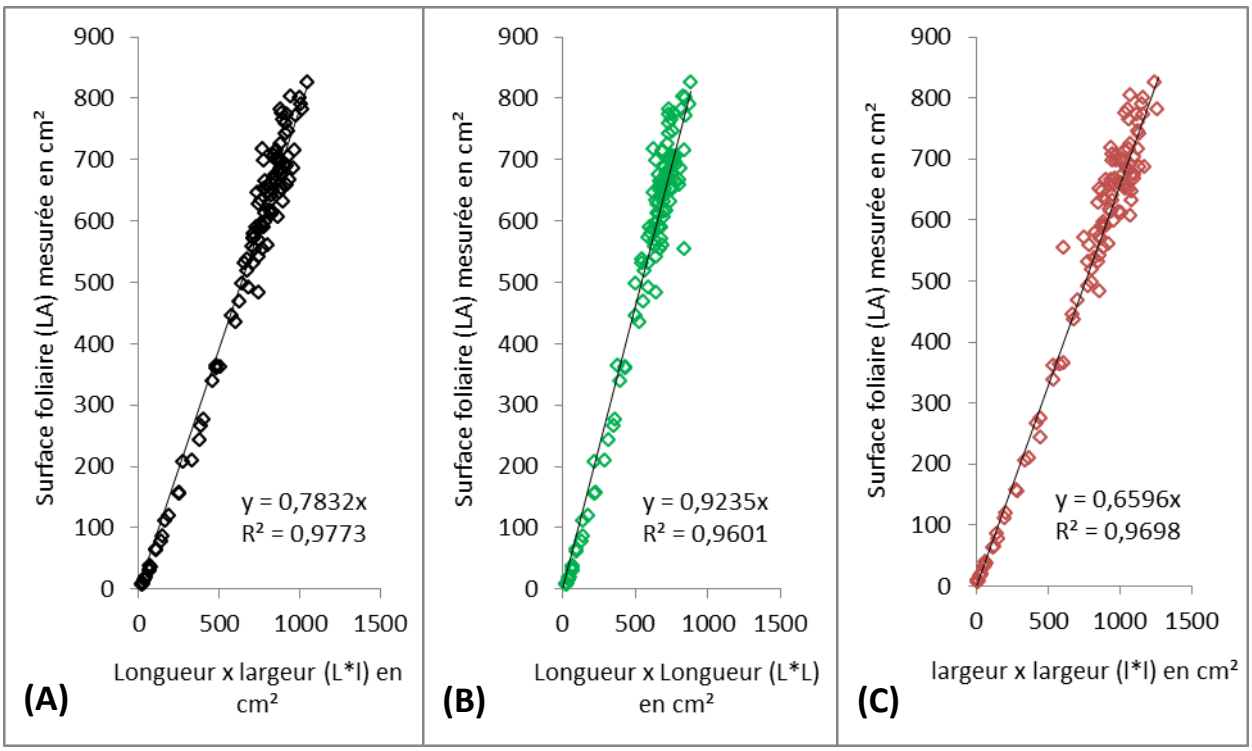


Figure 22 Régressions linéaires entre différents facteurs testés (L*l, l*l et L*L) et la surface foliaire mesurée à l'aide du logiciel Image J. Les R^2 nous informe sur la corrélation entre les deux variables. Plus le R^2 est élevé, plus les valeurs sont corrélées entre elles. Valeurs basées sur les photographies réalisées le 14/04/16 sur 4 plantes de variété Aljona.

4.2. Estimation de surface foliaire et LAI

4.2.1. Validation des données obtenues par mesure sur ImageJ

Comme on peut le voir en Figure 21, il existe une très bonne corrélation entre les valeurs mesurées manuellement et celles obtenues à l'aide du logiciel (R^2=0.995, SP=0,990 pour la largeur, et R^2=0.9934, SP=0,989 pour la longueur). Le pourcentage d'erreur moyen est inférieur à 7%.

4.2.2. Axe 1 détermination de la formule d'estimation de surface foliaire

Différentes formules faisant intervenir la longueur et la largeur de la feuille ont été testées.

La première formule testée prend en compte la géométrie de la feuille. Il a été considéré que la feuille de concombre pouvait s'apparenter à la juxtaposition d'un rectangle et d'un triangle (Annexe II).

La surface foliaire a donc été estimée comme la somme de l'aire d'un rectangle (ayant pour longueur la largeur (l) de la feuille et pour largeur, deux tiers de la longueur (L) de la feuille) et l'aire d'un triangle (avec une base correspondant à la largeur (l) de la feuille et une hauteur égale aux deux tiers de la longueur (L) de la feuille), ce qui donne la formule suivante :

$$S = \frac{1}{2}(l * \frac{2}{3}L) + (l * \frac{2}{3}L) \text{ Qui donne après simplification } \quad S = l * L$$

Suite à la détermination de cette formule, une première série de régressions a été réalisée sur les valeurs obtenues à partie des photographies de quatre plantes. Le facteur longueur multiplié par largeur a donc été testé ainsi que les facteurs longueur multiplié par longueur et largeur multiplié par largeur (facteurs utilisés dans la bibliographie).

Les régressions linéaires obtenues en comparant les résultats de ces calculs et les résultats obtenus par ImageJ sont visualisables en Figure 22. Ces graphiques ont permis de mettre en évidence que la surface foliaire était la mieux estimée (R^2=0,9773, SP=0,941, p-value <0,001) en multipliant la longueur de la feuille par sa largeur Figure 22(A).

La deuxième série de photographies réalisée sur six autres plantes a permis de confirmer le fait que multiplier la largeur et la longueur permettait la meilleure estimation de la surface foliaire.

L'objectif est maintenant de déterminer le coefficient qui va permettre de relier au mieux ce facteur à la surface foliaire mesurée. Pour pouvoir créer une formule applicable sur toute la saison de culture ou tout au moins sur la plus longue période possible, le choix a été fait de coupler les données des deux dates de mesures pour obtenir une formule plus robuste.

Après régression linéaire Figure 23(A) pour déterminer le coefficient reliant le facteur longueur x largeur de chaque feuille à sa surface foliaire nous obtenons la formule suivante :

$$LA_{est} = 0{,}7932 * L * l$$

Avec (LA_{est}) la surface foliaire estimée, (L) la longueur de la feuille, (l) la largeur et 0.7942 le coefficient de corrélation obtenu avec un R^2 de 0,9697 (SP=0,967, p-value<0,001).

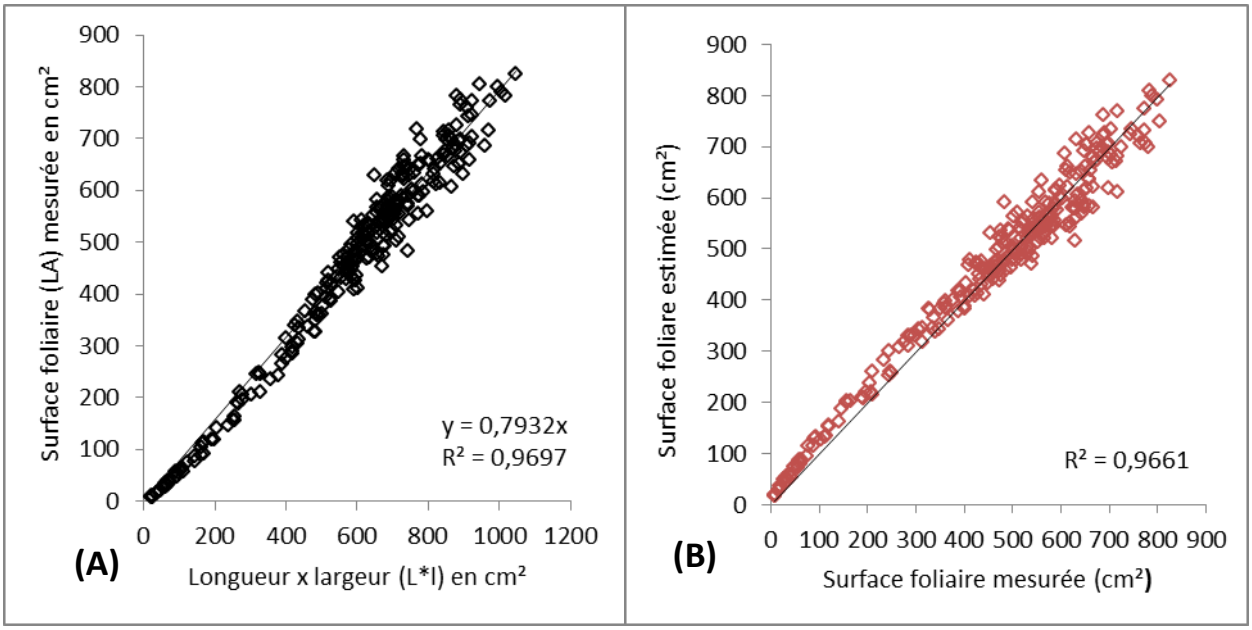


Figure 23 Régression linéaire (A) ayant permis de définir la formule d'estimation de la surface foliaire à partir de la mesure de la longueur et largeur de la feuille. (B) Régression linéaire finale montrant la corrélation entre la surface foliaire mesurée et la surface foliaire estimée. Valeurs basées sur les photographies réalisées le 14/04/16 sur 4 plantes de variété Aljona et le 31/05/16 sur 6 plantes de variété Aljona.

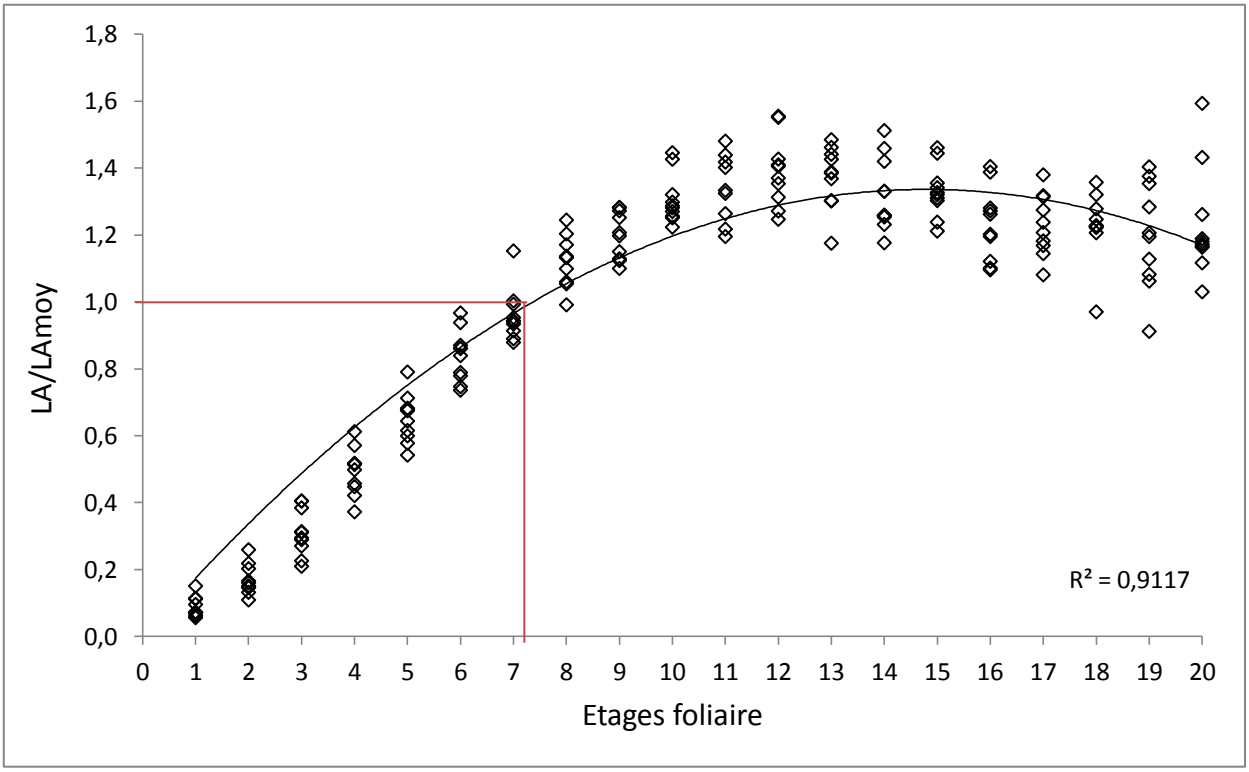


Figure 24 Régression polynomiale du second degré entre l'étage foliaire et le rapport (LA/LAmoy) ayant pour but de mettre en évidence l'étage foliaire le plus représentatif de la plante. Le premier étage foliaire se situe au sommet de la plante. Il s'agit de la même feuille de départ choisie pour l'activité photosynthétique.

La Figure 23B présente la corrélation (R^2=0,9661) entre la surface foliaire mesurée et la surface foliaire estimée à partir de la formule ci-dessus. Cette bonne corrélation est confirmée par la valeur du coefficient de Spearman de 0,961 qui indique une très forte corrélation positive entre les deux variables.

4.2.3. Axe 2 détermination de la feuille de référence

Maintenant que nous disposons d'une formule permettant d'estimer efficacement la surface foliaire des feuilles, il va falloir intégrer celle-ci dans un nouveau calcul permettant l'estimation de l'indice de surface foliaire de la serre. Dans un souci de rendre cette estimation la plus facilement réalisable pour les producteurs, l'objectif est d'obtenir une formule basée sur la surface foliaire d'une seule feuille.

La comparaison pour chaque étage foliaire du rapport surface foliaire sur surface foliaire moyenne (LA/LAmoy), présenté en Figure 24 nous permet de déterminer la feuille la plus représentative de toutes les autres feuilles de la plante. Plus le rapport LA/LAmoy est proche de 1 plus la surface foliaire de la feuille en question est proche de la surface foliaire moyenne de la plante.

D'après ce graphique, nous pouvons affirmer que la feuille de référence pour le calcul du LAI est la septième feuille, en prenant comme première feuille la plus jeune feuille épanouie (surface supérieure à 30cm²). Nous utiliserons donc cette feuille pour le reste des calculs d'estimation de l'indice de surface foliaire.

4.2.4. Axe 3 détermination de la formule d'estimation de l'indice de surface foliaire

La formule que nous cherchons à créer doit faire intervenir la longueur et largeur de la feuille de référence (feuille 7), notre formule d'estimation de la surface foliaire précédemment présentée, le nombre de feuilles présentes sur la plante et la densité de la culture.

La somme des surfaces foliaires qui est utilisée dans le calcul de référence peut être estimée en multipliant la surface foliaire de la feuille 7, par le nombre de feuilles sur la plantes.

Au final, nous obtenons la formule suivante :

$$LAI_{est} = \left(0.7932 * L_{fe7} * l_{fe7}\right) * N_{fe} * d * 0{,}0001$$

Avec : (L_{fe7}) la longueur de la feuille 7, (l_{fe7}) la largeur de la feuille7, (N_{fe}) le nombre de feuilles sur la plante et (d) la densité de plantation de la culture exprimée en plantes ou tiges par m². Le coefficient 0,0001 permet de convertir les longueurs et largeurs de cm à m.

La Figure 25 représente le rapport LAI_{est} sur LAI_{mes} en fonction du nombre de feuilles sur la plante. Un rapport LAI_{est} / LAI_{mes} égal à 1 correspond au fait que la valeur obtenue par la formule d'estimation du LAI soit égale à la valeur de référence. D'après ce graphique on peut se rendre compte que pour un nombre de feuilles sur la plante compris entre 14 et 30 feuilles, notre formule d'estimation permet d'estimer correctement le LAI de la culture (Rapport LAI_{est} sur LAI_{mes} proche de 1).

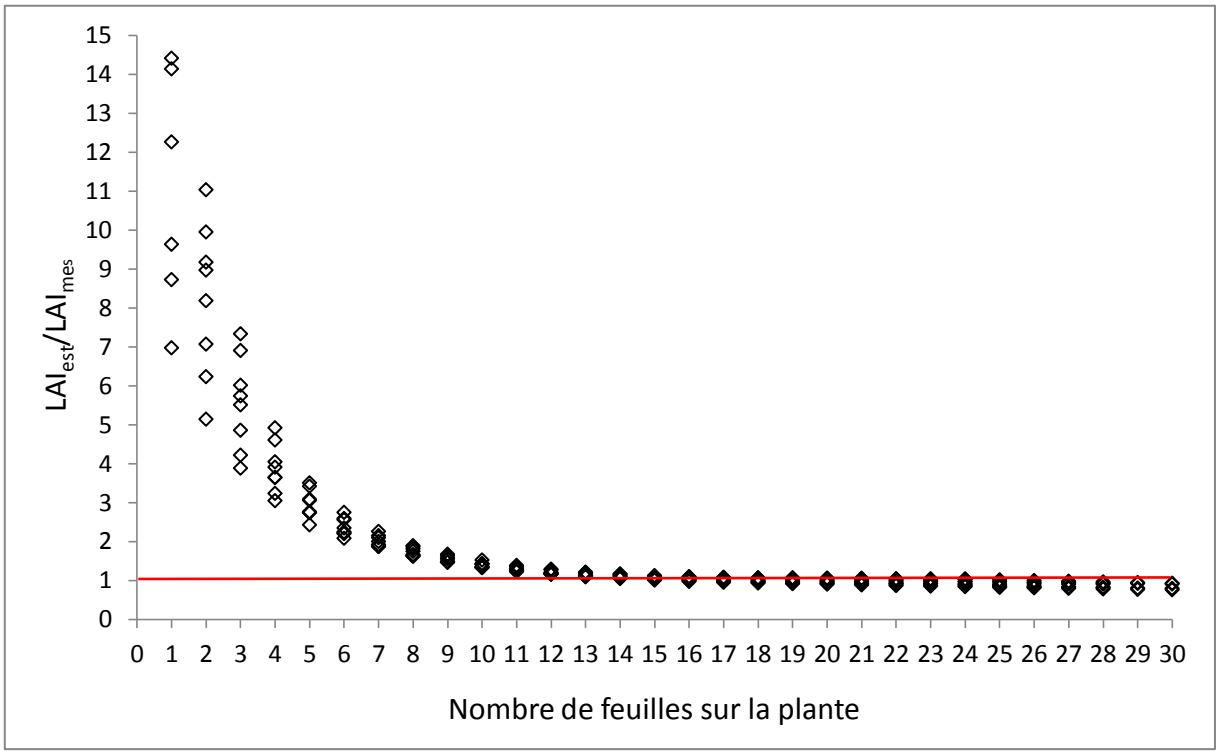


Figure 25 Représentation graphique de la fiabilité de la formule d'estimation de la LAI en fonction du nombre de feuilles sur la plante. La formule d'estimation du LAI fonctionne correctement pour un nombre de feuilles présentes sur la plante compris entre 14 et 30 (Rapport LAI_{est}/LAI_{mes} proche de 1)

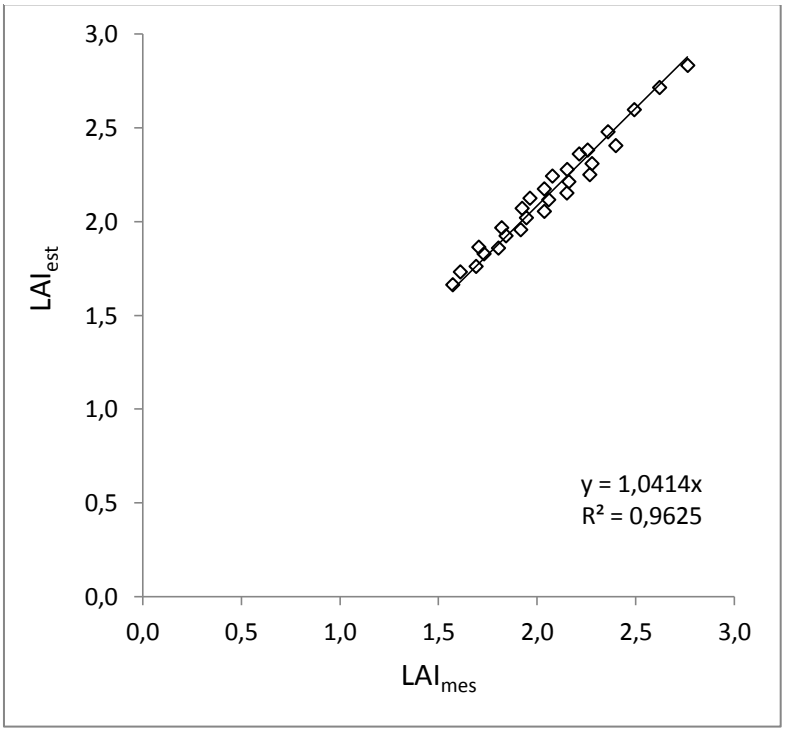


Figure26 Visualisation graphique de la corrélation entre les valeurs de LAI mesurée et les valeurs de LAI estimée à l'aide de la formule déterminée en 4.2.4. Formule testée sur les données obtenues à partir de photographies réalisées sur 4 plantes de variété Stelvio, le 05 août 2016. Nombre de feuilles sur la plante compris entre 18 et 25 feuilles.

Comme sur la totalité de la période de culture il n'y a jamais eu moins de 14 feuilles sur les plantes et jamais plus de 30 feuilles nous pouvons considérer que notre formule est fiable.

- Test de la formule sur des plantes d'été

La formule précédemment déterminée a été testée sur une série de photographies réalisées le 05/08/16 sur des plantes de la seconde culture (variété Stelvio). Les résultats sont présentés sous forme de graphique de corrélation en Figure 26. Sur ce graphique on peut voir que le LAI estimé à partir de la formule est très proche du LAI mesuré (R^2=0,9625, Pe=0,985). Le pourcentage d'erreur moyen entre le LAI mesuré et le LAI estimé est de 5% ce qui est tout à fait acceptable. Notre formule permet donc d'estimer le LAI sur des plantes d'hiver et d'été et pour au moins deux variétés différentes.

Les longueurs et largeurs de la feuille n°7 ont été mesurées sur 96 plantes chaque semaine pour la seconde culture en fil haut. Ces valeurs, intégrées dans la formule présentée précédemment ont permis d'obtenir le LAI moyen de la serre (valeurs présentées en ANNEXE IV). On peut ainsi voir que la valeur du LAI trois semaines après la plantation de la culture est élevée (3,8), puis diminue rapidement pour obtenir sa valeur la plus basse en semaine 6 (2,6). Pour un producteur, le suivi du LAI commence à être réellement intéressant à partir de la semaine 6, lorsque les plantes sont correctement installées et lorsqu'il est possible d'adapter l'effeuillage de celles-ci. Ensuite les valeurs du LAI se stabilisent autour de 3, qui est considérée comme la valeur optimale d'après la bibliographie.

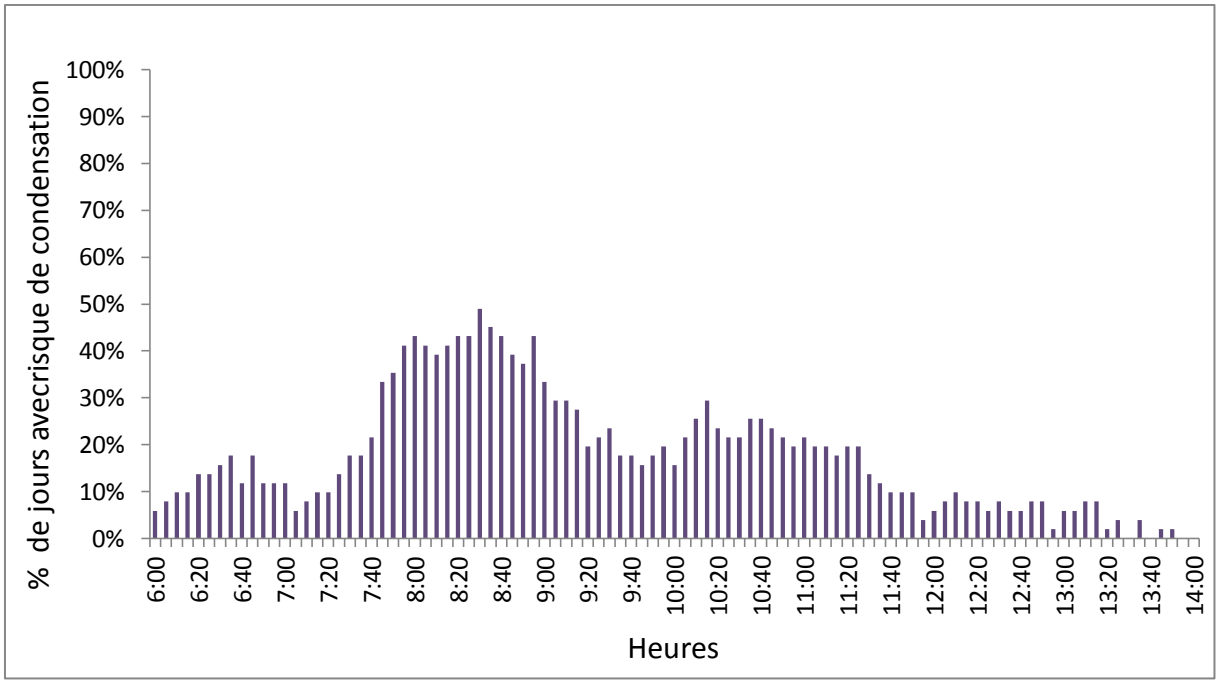


Figure 27 Graphique représentant le pourcentage de jours ou il y a eu un risque de condensation en fonction de l'heure de la journée. Ces pourcentages ont été calculés pour 51 jours de mesures.

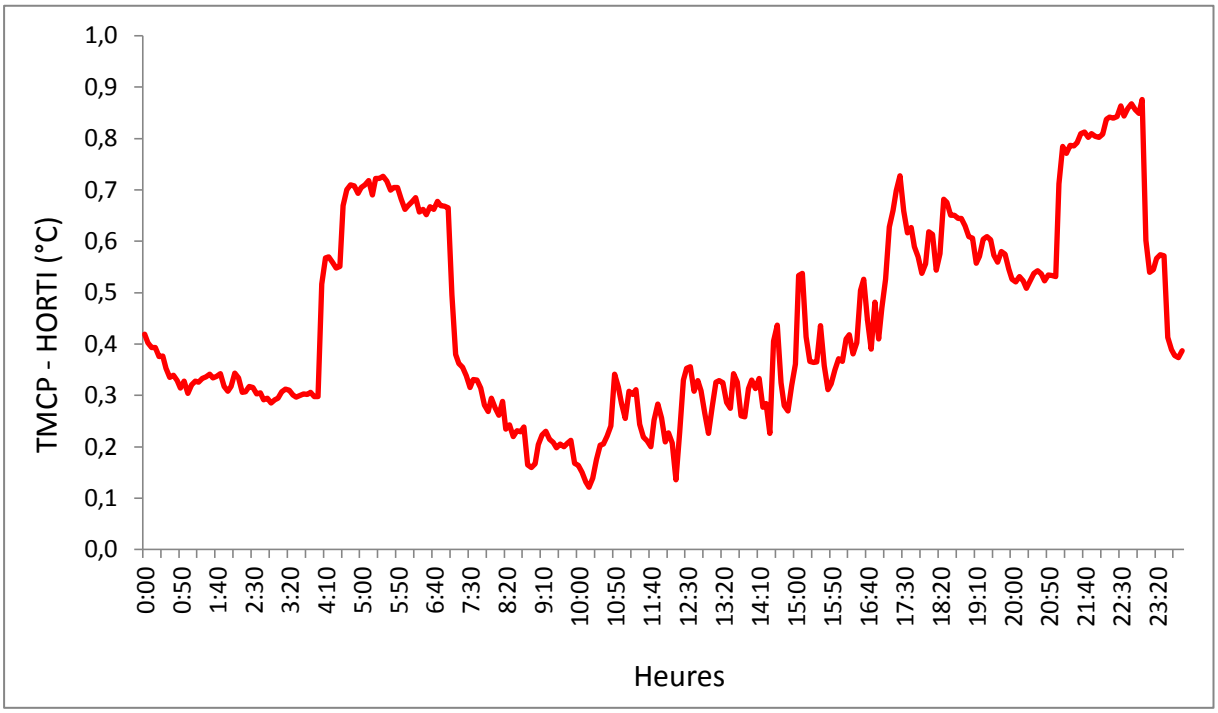


Figure 28 Représentation graphique de la différence moyenne tout au long de la journée entre les températures mesurées par le thermocouple planté dans la peau du fruit et la température mesurée par le capteur HortiMax. Différence calculée sur des moyennes du 29/05 au 19/06

4.3. Capteurs de température de fruits

4.3.1. Axe 1 Identification des périodes à risque de condensation sur fruit

Une première analyse des données a permis de mettre en évidence que l'intégralité des risques de condensation pendant notre phase d'étude se déroule entre 06h et 14h.

La Figure 27 représente le pourcentage de jours où un risque de condensation a été repéré pour un pas de temps précis de 5 minutes. Ces données ont été obtenues en combinant 51 jours de mesures. Sur les 51 jours de mesures, le créneau horaire comportant le plus de risques de condensation se situe entre 07h45 et 09h. En effet, il y a eu un risque de condensation à ces horaires pour environ la moitié des jours de mesures.
Un deuxième créneau de risque peut être identifié entre 10h15 et 11h. Pour le reste de cette période comprise entre 6h et 14h on ne peut pas dire que le risque de condensation est nul mais il est beaucoup plus faible.

4.3.2. Axe 2 Validation du capteur HortiMax

- Validation scientifique

En prenant comme référence les valeurs du thermocouple planté dans la peau du fruit, on peut affirmer que la température mesurée par le capteur de température hortimax est fiable. La différence entre la température mesurée par le thermocouple et la caméra HortiMax, obtenue en moyennant les valeurs mesurées durant toute la période de mesure (du 29 mai au 19 juin 2016) ne dépasse jamais 0,9°C (Figure 28). On obtient une différence moyenne sur 24h de 0,45°C. Comme la précision des thermocouples est de l'ordre de + ou - 1°C, on ne peut pas dire qu'il existe de différence notable entre ces deux mesures.

La comparaison des données obtenues avec la camera IR que nous avions placée sur le même fruit que le capteur Hortimax a également permis de confirmer cette conclusion. De plus, ce test nous a permis de montrer que la température de la peau du fruit est uniforme sur toutes ses faces, la caméra IR étant positionnée sur le même fruit sur la face opposée au capteur Hortimax.

- Validation technique

Le capteur HortiMax a très vite montré des faiblesses dans sa conception. Le plastique dur utilisé a tendance à marquer les fruits lorsqu'ils grossissent. De plus si le fruit grossit trop rapidement avant que le capteur ne soit déplacé, le support en plastique se brise facilement.
Le fait de devoir changer le capteur de place tous les deux ou trois jours est contraignant et porte un frein à son utilisation.

4.3.3. Axe 3 Test des capteurs de type faux fruits

La Figure 29 (page suivante) permet de visualiser tous les résultats obtenus en relation avec les capteurs de type faux fruits. Cette figure comporte quatre diagrammes en boite à moustache correspondants aux quatre classements de journées qui ont été présentées dans la partie matériel et méthodes (le diagramme numéroté 1 correspond aux journées froides, 2 aux journées moyennes, 3 aux journées chaudes et enfin 4 aux journées très chaudes). Les boites à moustaches ont été choisies pour leur capacité à représenter l'étendue des valeurs. Nous pouvons ainsi facilement observer graphiquement si les capteurs sont fiables durant toute la journée (température les plus faibles aux températures les plus chaudes). Ces graphiques permettent également de visualiser les différences de température entre les jours froids, moyens chauds et très chauds. Ces figures sont appuyées par une analyse statistique qui a permis de mettre en évidence la fiabilité ou non des capteurs.

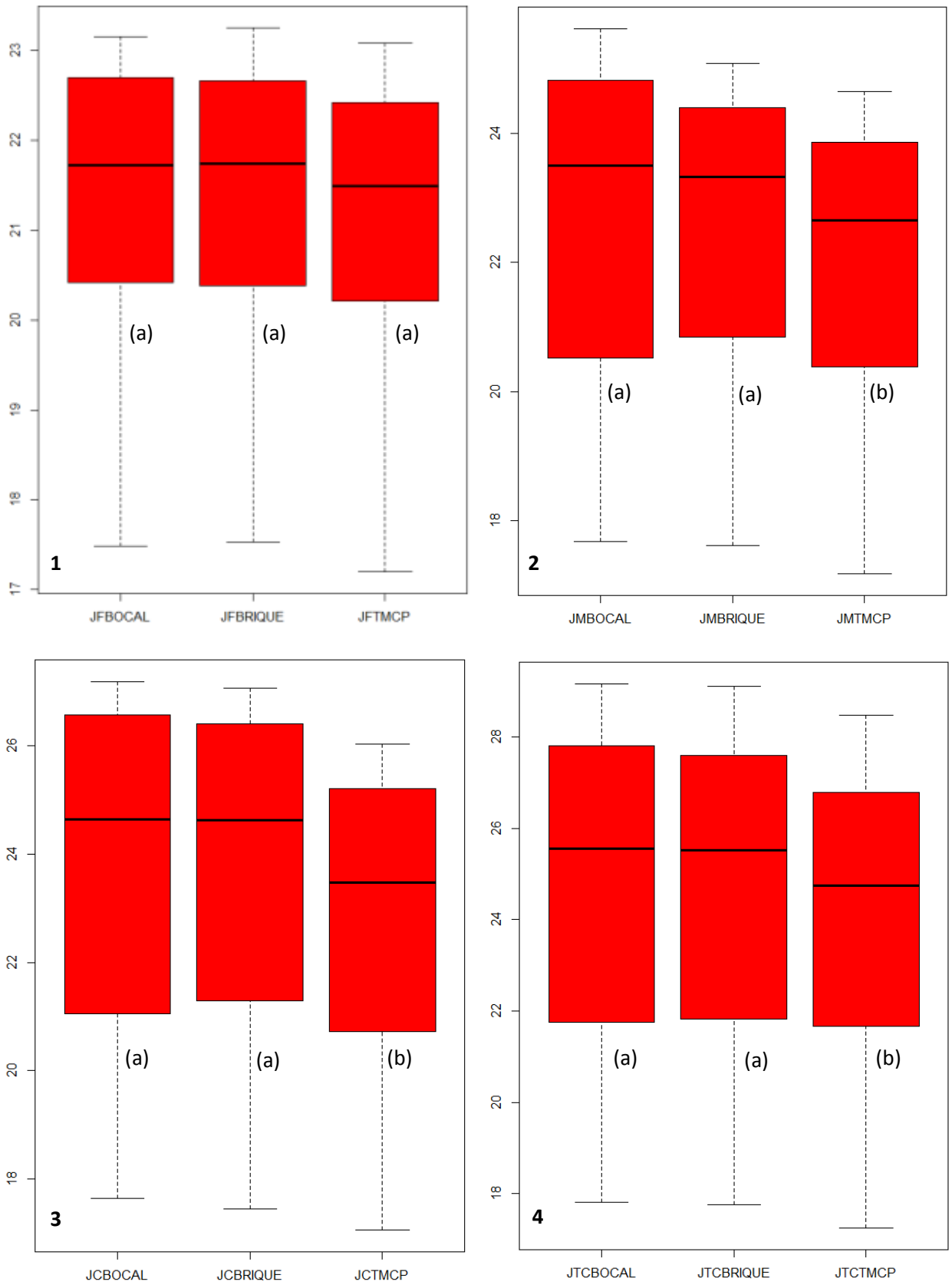


Figure 29 Diagrammes en boites représentant la comparaison des températures mesurées à l'aide des faux fruits (BOCAL et BRIQUE) et du thermocouple planté dans la peau du fruit (TMCP) sur la période de 6h à 22h. Les quatre diagrammes représentent les quatre profils de température journalière (1=froid, 2=moyen, 3=chaud, 4=très chaud). Les valeurs en ordonnées représentent la température. En abscisse, Les deux ou trois premières lettres identifient le profil de température de la journée. Les différents groupes ont été obtenus à l'aide du test post hoc de Kruskal-Wallis (a, b). Chaque graphique doit être analysé individuellement. L'échelle des ordonnées étant différente pour chacun d'entre eux, leur comparaison doit être réalisée avec précaution.

- Pour les jours froids

Les deux faux fruits testés fournissent des valeurs satisfaisantes lors des journées froides car leurs différences moyennes avec les valeurs fournies par le thermocouple sont inférieures à 1°C. Une analyse statistique a permis de confirmer ce résultat, aucune différence significative n'a été révélée pour les valeurs mesurées par ces trois capteurs (KW, p-value= 0,135 > 0,05). Ces résultats sont visualisable en Figure 29 (1). Nous pouvons également voir sur ce graphique que nous sommes bien dans des journées froides (50 % des valeurs sont comprises entre 20,5 et 22,5°C).

- Pour les jours moyens

Durant les journées un peu plus chaudes (température moyenne comprise entre 23 et 24°C) les faux fruits commencent à montrer leurs limites. Après simple lecture graphique, nous pourrions dire que le capteur faux fruit de type briquette de jus de fruit pourrait toujours être satisfaisant, alors que le capteur de type bocal affiche une plus nette différence. Cependant, après analyse statistique, les valeurs mesurées par les capteurs de types faux fruits sont significativement différentes de celle fournie par le thermocouple planté dans la peau (KW, p-value=0,0001 < 0,05). Dès à présent nous pouvons affirmer que la fiabilité des capteurs de type faux fruit est compromise. Sur la Figure 29, nous pouvons constater que le capteur de type bocal surestime les valeurs fournies par le thermocouple (50 % des valeurs hautes sont comprises entre 23,5 et 25,5°C pour le bocal alors que pour le thermocouple ces valeurs sont comprises entre 22,8 et 25°C).

- Pour les jours chauds et très chauds

Pendant les journées chaudes, aucun des deux capteurs ne fournissent de valeurs fiables. Nous obtenons en effet des différences moyennes supérieures à 1°C. L'estimation moyenne sur la journée s'éloigne donc trop de la valeur mesurée par le thermocouple plantée dans la peau du fruit. La différence est très significativement différente (KW, p-value=8,3e-06 < 0,05). Graphiquement, nous pouvons voir que les valeurs enregistrées par les deux capteurs de type faux fruits sont très similaires (taille des boites, hauteur des médianes). Par contre les valeurs fournies par le thermocouple sont réparties différemment. La médiane des valeurs du thermocouple (visualisable sur les graphiques par la ligne horizontale séparant la boite en deux parties) est située à environ 23,2°C, soit plus de 1 degré inférieur aux médianes des autres capteurs, ce qui prouve que la répartition des valeurs durant la journée est bien différente et donc que les valeurs fournies par les capteurs faux fruits sont faussées.

Le même constat peut être fait durant les journées très chaudes. La formation d'une classe de journée très chaude est justifiée par les valeurs extrêmes (environ 25% des valeurs enregistrés par les faux fruits sont supérieures à 28°C) visualisables en Figure 29 (4).

5. Discussion

5.1. Référentiel d'activité photosynthétique

Dans la partie résultats nous avons déterminé que la feuille de référence était la feuille n°9 et qu'il était intéressant d'augmenter la concentration en CO_2 de la serre lorsque le PAR était supérieur à 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}.

Pour ce qui est de la détermination de la feuille de référence, d'après (Pettersen et al., 2010) la 10ème feuille à partir du sommet de la plante est la feuille ayant le meilleur potentiel photosynthétique en culture de concombre conduite sur fil haut. Ce résultat est en adéquation avec notre travail puisque nous avons choisi la feuille n°9. Il a été régulièrement prouvé dans la bibliographie que la position des feuilles influençait ses capacités physiologiques comme les échanges gazeux ou encore l'assimilation de la lumière (Whitehead, Singh, 1995). Cette hiérarchisation des étages foliaires en termes d'activité photosynthétique peut être expliquée par la verticalisation de la culture. Les feuilles du sommet de la plante dispose d'une intensité lumineuse riche en quantité et qualité alors que les feuilles du bas subissent généralement l'ombrage des étages foliaires supérieurs. (Pettersen et al., 2010) ont montré que sur une plante de concombre cultivée horizontalement, aucune différence significative n'est relevée par rapport à l'activité photosynthétique des feuilles. Les travaux de (Chen et al., 2014) confirment le fait que les feuilles les plus actives sont les feuilles situées au sommet de la plante alors que les feuilles situées dans la partie basse possède des propriétés biochimiques diminuées en raison de leur faible exposition aux rayonnements photosynthétiquement actif.

Les travaux de (Sánchez-Guerrero et al., 2005) nous confirment l'intérêt de piloter l'injection de CO_2 en fonction du rayonnement photosynthétiquement actif. Ils ont mis en évidence le fait que la diminution de la concentration en CO_2 dans une serre non enrichie était très fortement corrélée avec le PAR intercepté par la végétation. Leurs travaux ainsi que ceux de (Kläring et al., 2007) prouvent également que l'activité des plantes est améliorée lorsqu'on enrichi la concentration en CO_2 de la serre.

Dans leurs travaux, Sánchez-Guerrero *et al* utilisent comme consigne d'enrichissement : 700ppm lorsque les ouvrants sont fermés et 350 ppm lorsqu'ils sont ouverts. Avec ces consignes ils obtiennent une concentration moyenne journalière (lever au coucher de soleil) d'environ 400ppm alors que dans leur serre non enrichie la concentration chute en dessous de 300ppm pour 60% de la durée de la journée.

Il semble difficile d'obtenir des concentrations supérieures ou égales à 500ppm en continue dans la serre. Cette difficulté peut être expliquée par plusieurs raisons. Tout d'abord, il y a très peu de journée où les ouvrants restent totalement fermés et si nous sommes dans ce cas, nous nous trouvons certainement dans une journée pluvieuse, où le PAR est inférieur à 100 µmol PAR.m^{-2}.s^{-1}. Il n'y a donc aucun intérêt à augmenter la concentration en CO_2. Ensuite, l'activité photosynthétique des plantes va avoir naturellement tendance à faire diminuer la concentration en CO_2 de la serre.
Se fixer l'objectif de toujours maintenir la concentration en CO_2 dans la serre au niveau atmosphérique semble être une consigne raisonnable avec le matériel dont dispose actuellement les producteurs serristes.

Pour ce qui est du choix des couples testés, une étude similaire sur le poivron (Heißner, 1997) a été réalisée pour des intensités lumineuses comprises entre 0 et 1400 µmol PAR.m^{-2}.s^{-1} et des concentrations en CO_2 de 120 à 1200ppm pour des températures comprises entre 15 à 35°C. Ces valeurs sont en accord avec nos différents couples testés.

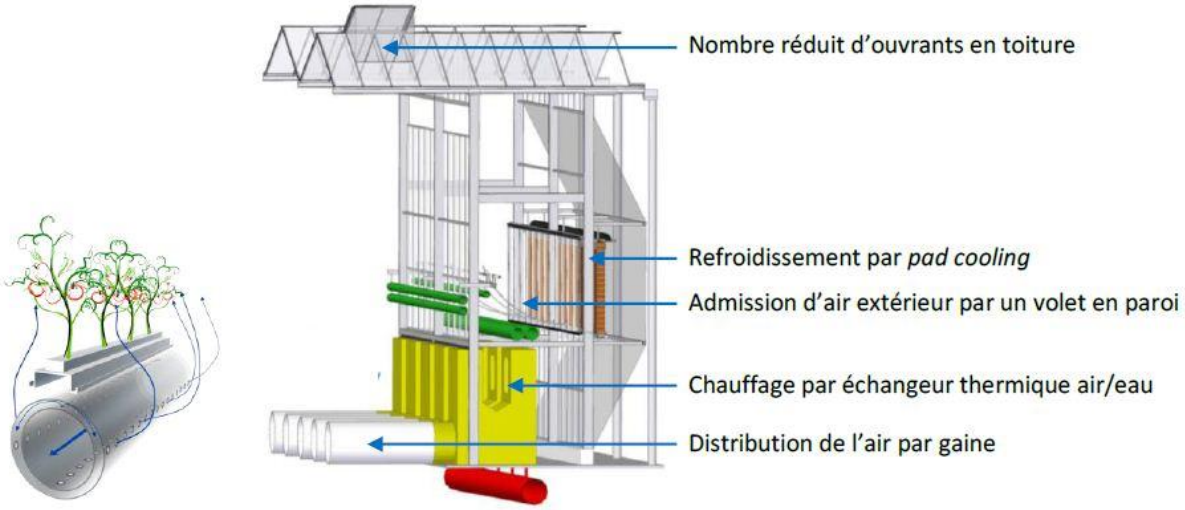


Figure 30 Visualisation du fonctionnement d'une serre semi fermée, avec la mise en évidence de la réduction du nombre d'ouvrants en toiture et du système de refroidissement / humidification (source Ctifl)

Il est inutile de tester l'activité photosynthétique pour des valeurs supérieures à 1200-1400 µmol PPPFD.m^{-2}.s^{-1} puisqu'on ne peut pas obtenir de telles valeurs en culture sous serre sans emploi d'éclairage artificiel supplémentaire dans les conditions du Nord-Ouest de la France et en considérant le matériau de couverture actuellement utilisé (serre verre). Il en est de même pour les concentrations en CO_2, une valeur de 1200ppm semble inenvisageable à maintenir en serre actuellement.

Les innovations récentes dans la construction des serres, notamment le développement des serres semi fermée pourraient être une alternative. Ces serres réduisent en effet au maximum les échanges avec l'extérieur (Figure 30), et permettraient grâce au confinement d'obtenir des concentrations en CO_2 supérieures à la teneur atmosphérique (Dannehl et al., 2014 ; Heuvelink, E. et al., 2008). Ce type de serre permet également une meilleure régulation de l'humidité.

L'utilisation de serre semi fermée combinée à un éclairage artificiel est donc une piste de réflexion possible pour l'optimisation de l'activité photosynthétique des plantes.

Pour ce qui est de l'influence de la température sur la photosynthèse, des travaux effectués en 2015 au Ctifl de Carquefou ont montré que l'activité photosynthétique des plantes n'était pas affectée significativement par la température ambiante pour une gamme de températures allant de 15 à 30°C. (Janoudi et al., 1993) minimise également l'influence de la température sur l'activité photosynthétique dans leurs travaux. La photo-respiration augmente avec la température, entrainant une compétition avec le phénomène de photosynthèse au niveau de la RuBisCO. Ce n'est toutefois pas le seul impact de la température sur l'activité photosynthétique. En effet, des dégâts associés à de fortes températures sont relevés sur l'appareil photosynthétique sur des feuilles de tomates subissant un traitement à 45°C pendant 2h (réduction de 50% de l'assimilation du CO_2 (Camejo et al., 2005)). Ces dégâts sont dépendants de l'intensité lumineuse et de la durée du traitement thermique, tandis que de fortes teneurs en CO_2 permettent de protéger l'appareil photosynthétique lors de fortes températures (Taub et al., 2000). Cependant, ces valeurs de température sont rarement atteintes sous serre et ne représentent donc pas un stress majeur. C'est pour cette raison que nous avons choisi de ne pas porter une plus grande attention à ce paramètre pour nos mesures.

Pour résumer cette partie, lorsque le rayonnement photosynthétiquement actif disponible pour les feuilles est inférieur à 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}, il n'est pas nécessaire d'enrichir la teneur en CO_2 de la serre, on peut se contenter de maintenir la concentration à la teneur atmosphérique (environ 400ppm). Au-delà de 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}, il y aura un réel intérêt à augmenter la teneur en CO_2. Cette teneur va être réfléchie en fonction de l'ouverture des ouvrants de la serre. Lorsque les ouvrants sont ouverts, il est très difficile d'obtenir des concentrations en dioxyde de carbone supérieures à la teneur atmosphérique. L'injection de CO_2 sera donc plus intéressante en automne et en hiver lorsque les ouvrants de la serre sont fermés. La concentration en CO_2 devrait être augmentée progressivement en fonction du PPFD dès lors que celui-ci atteint 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}. Une fois dépassé les 300 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1} la consigne peut être fixée à 800ppm, ce qui semble être un bon compromis pour économiser sur les dépenses liées à l'injection de CO_2 tout en optimisant l'activité photosynthétique. Pour utiliser ces résultats, les producteurs ont la possibilité de s'équiper de capteurs de type PARmètre (capteur PAR quantum) dans leurs serres. Ces capteurs, peu couteux, vont permettre de mesurer la valeur du rayonnement disponible pour la photosynthèse des plantes (PAR) et donc de piloter l'injection de CO_2 en fonction d'une valeur directement corrélée à l'activité photosynthétique. Le capteur devra être placé sous l'écran d'ombrage, à hauteur des feuilles les plus actives pour la photosynthèse.

Il est possible de relier ce type de capteur à l'ordinateur climatique qui pilote le climat de la serre, ce qui va permettre de coordonner l'injection de CO_2 en fonction du PAR et de l'ouverture des ouvrants par exemple.

Une série de mesures est actuellement en cours pour vérifier si les plantes d'une culture d'été (semis au printemps) réagissent de la même manière aux couples testés sur les plantes d'une culture d'hiver (semis l'automne). Toutefois, l'intérêt de l'enrichissement est limité en été car les ouvrants sont quasiment en permanence ouverts, ce qui ne permet pas de maintenir des concentrations en CO_2 élevées.

5.2. Indice de surface foliaire

Le choix d'utiliser le logiciel ImageJ pour mesurer la surface, la largeur et la longueur des feuilles s'est fait au regard de son utilisation et de sa fiabilité prouvée dans de nombreuses publications (Gao et al., 2011 ; Ishihara, Hiura, 2011 ; Ryu et al., 2010). Nos vérifications présentées dans la partie « résultats » ont permis de valider ce choix.

Ensuite, pour ce qui est de la formule d'estimation de surface foliaire, de nombreux travaux sur différentes espèces, cités notamment par (Blanco, Folegatti, 2005) ont montré que la mesure de la longueur et la largeur des feuilles combinées dans un calcul mathématique permettait une bonne estimation de la surface foliaire. Les travaux de ces mêmes auteurs ont mis en évidence que le facteur longueur multiplié par largeur offrait les meilleurs estimations (R^2 =0,989 pour le concombre, R^2=0,98 pour la tomate). Les travaux de (Cho et al., 2007) viennent appuyer ces résultats (R^2=0,976). Nos résultats vont dans le même sens puisque nous avons obtenu la meilleure estimation pour le facteur longueur multiplié par largeur.

(Blanco, Folegatti, 2005) retiennent pour formule finale : $LA = (0{,}88 * L * l) - 4{,}27$. Nous avons fait le choix dans nos régressions linéaires de choisir l'interception de la courbe à l'origine des axes (0,0) pour obtenir une formule plus fiable, plus simple à utiliser par les producteurs et scientifiquement valable. Toutefois on peut constater que nos résultats sont dans le même ordre de grandeur et la différence pourrait être expliquée par la variabilité génétique ou encore les conditions de cultures. (Blanco, Folegatti, 2005) balayent cette hypothèse en citant tout d'abord les travaux de (Robbins, Pharr, 1987) qui ont comparé les estimations obtenues à partir d'une équation déterminée pour une variété donnée et une autre formule obtenue à partir de la combinaison des valeurs de 14 variétés. Aucune différence significative entre les estimations fournies par ces deux modèles n'a été révélée. Dans leurs travaux (Blanco, Folegatti, 2005) ont testé l'équation établie par (Robbins, Pharr, 1987) avec leurs mesures (obtenues sur une variété différente) et en sont arrivés à la conclusion suivante: la relation entre longueur largeur et surface foliaire varie très peu entre les variétés et les systèmes de productions.

Des travaux sont en cours au Ctifl pour vérifier notre formule chez un producteur qui utilise la même variété que celle utilisée dans ce travail ainsi que d'autres variétés cultivées dans une même serre. Ces résultats permettront de vérifier si un effet variétal ou climatique influe sur la pertinence des estimations fournies par notre formule.

Enfin, la détermination de la formule permettant d'estimer l'indice de surface foliaire est validée suite à la comparaison des valeurs estimées obtenues avec les valeurs de LAI mesurée. La démarche entreprise pour définir les valeurs de LAI mesurée peut être critiquable dans le sens ou notre méthode ne prend pas en compte la superposition des feuilles entre elles, ni l'angle d'insertion de celles-ci. En sommant la surface de chacune des feuilles, nous supposons en effet dans notre calcul qu'aucune feuille ne se superpose. Cette valeur risque donc de légèrement surestimer le vrai LAI de la culture.

Toutefois, la même méthode a été utilisée dans les travaux de (Blanco, Folegatti, 2003) et cela semble être la seule méthode utilisable quand on ne dispose pas d'appareils de mesure direct du LAI ni d'outils de modélisation.

La détermination d'une valeur optimale de LAI en culture de concombre hors sol sous serre chauffée reste toujours à vérifier. Pour cela il faudrait par exemple cultiver des plantes en conditions de stress (DH très élevé ou très faible) sous différentes gammes de densité de plantation et mesurer le LAI, ce qui nous donnerait des informations sur les valeurs limites à ne pas atteindre.

Le calcul et le suivi du LAI est particulièrement intéressant en culture de concombre sur fil haut. Cet indice va en effet permettre aux producteurs une meilleure maitrise de l'effeuillage ce qui va optimiser l'activité photosynthétique des plantes en augmentant l'interception lumineuse des feuilles. Cela va apporter également une meilleure maitrise du climat (la quantité de feuillage dans la serre influe sur l'humidité de celle-ci). Le producteur pourra aussi se rendre compte si la densité de plantation choisie est trop élevée ou si au contraire elle peut être encore augmentée. Le suivi du LAI va donc conduire à une amélioration de la production.

Dans l'ANNEXE III, présentant le suivi du LAI mesuré en seconde culture dans la serre conduite en fil haut, nous pouvons voir que les valeurs de LAI, mesurées 3 semaines après la plantation (au moment de la première récolte), étaient très élevées puis ont diminué rapidement jusqu'en semaine 6. Ce résultat peut être expliqué par l'évolution de la taille des feuilles en début de culture. En effet, il semblerait que la surface foliaire des feuilles soit plus importante lorsque la plante est en train de s'installer, puis diminue peu à peu pour obtenir une surface foliaire plus petite et plus stable tout au long de la culture. Cette hypothèse est totalement en accord avec les résultats obtenus en culture de concombre sur fil haut par (Marques, 1994) qui montre l'évolution de la surface foliaire en fonctions des semaines après plantation (ANNEXE III). On peut voir qu'en semaine 3 la surface moyenne foliaire mesurée sur 5 feuilles fraichement effeuillées est très élevé puis diminue jusqu'en semaine 6, pour se stabiliser par la suite.

Ceci nous confirme bien qu'il faille attendre 6 semaines au minimum après la plantation pour correctement interpréter la mesure du LAI.

5.3. Capteur de température de fruit

L'utilisation d'un capteur de température de fruit est particulièrement intéressante dans les périodes de l'année où la déshumidification de la serre est importante (en hiver et au printemps par exemple). Durant cette période la possibilité que de l'eau libre se dépose sur les organes de la plante est très forte, notamment au matin lorsque la température ambiante de la serre augmente plus rapidement que la température de la plante en raison de l'influence du rayonnement et de la reprise du chauffage. La connaissance de la température du fruit permettrait alors de mieux gérer la déshumidification et la température ambiante de la serre. Ceci permettrait dans un même temps de diminuer le risque de prolifération de champignons pathogènes dans la serre en réduisant la probabilité d'humectation des organes de la plante.

Pour le producteur la méthode pour repérer les risques de condensation consiste à mesurer la température du fruit et de comparer ces mesures avec la valeur de température de point de rosée du compartiment fournie par l'ordinateur climatique. Si la différence entre la température du fruit et celle du point de rosée est inférieure à 1°C (tenant compte de la précision de la mesure) alors il y a risque de condensation, c'est-à-dire risque que de l'eau libre se forme à la surface des plantes, ce qui faciliterait la germination des spores de champignons pathogènes.

La méthode utilisée dans nos travaux pour obtenir la température de référence de la peau du fruit est comparable à celle utilisée dans plusieurs études sur le concombre ou encore la pomme (Tazuke, Sakiyama, 1991 ; Saudreau et al., 2011). Cette méthode permet de se soustraire de l'influence du rayonnement direct sur le thermocouple et nous donne réellement la température de la peau du fruit.

L'identification des périodes à risque de condensation a été obtenue dans nos conditions de culture. Il n'est donc pas certain que cette période soit la même chez les producteurs.
C'est pour cette raison que la suite des résultats a été portée sur la validation d'un capteur de température de fruit, permettant au producteur d'identifier lui-même les périodes à risque dans ses serres.

La validation du capteur de type caméra infra-rouge (HortiMax) et l'identification des risques de condensation ont été réalisées dans une seule zone de la serre. Cependant une étude parallèle menée au Ctifl de Carquefou a montré qu'il existe une certaine hétérogénéité horizontale de la température dans la serre en fonction de la conduite climatique suivie. Il semble donc plus pertinent pour les producteurs d'installer plusieurs capteurs dans leur serre afin d'obtenir une identification des risques plus représentative de toute la culture.

Pour expliquer la différence d'estimation des capteurs de type faux fruits entre les jours froids et les jours chauds, nous avons posé l'hypothèse que les fruits du concombre ne se comportent pas comme des masses d'eau inertes. Il semblerait en effet que les concombres soient capables de réguler leur température, ce qui n'est pas le cas de la tomate par exemple, comme l'ont montré les travaux réalisés sur cette espèce au Ctifl en 2015. Ceci expliquerait pourquoi par temps « froid », les capteurs permettent de bien estimer la température du fruit puisque celui-ci n'a pas besoin de réguler sa température.

Par temps « chaud », le fruit va réguler sa température pour éviter les échauffements alors que la masse d'eau à l'intérieur du capteur faux fruits va continuer à se réchauffer de manière linéaire en fonction de la température extérieure.

Pour réguler sa température, le fruit doit certainement augmenter son taux de respiration pour refroidir sa surface via la transpiration. Cette hypothèse peut être vérifiée dans les travaux de (Tazuke, Sakiyama, 1991). Les auteurs ont montré que la respiration du fruit du concombre était corrélée positivement avec l'augmentation de la température ambiante autour du fruit. Le taux de respiration du fruit augmente également en fonction de la croissance de celui-ci. (Nordey, 2014) explique dans son travail l'importance des conditions climatiques sur la température du fruit chez la mangue. Il explique que la température du fruit va être influencée par des variables climatiques (température de l'air, rayonnement, humidité relative) mais également par les paramètres physiques du fruit (capacité calorifique et thermique, conductance de la peau à l'eau…). (Nordey, 2014) insiste également sur l'influence de la température sur les processus physiologiques du fruit, comme la respiration ou encore la croissance.

Dans leurs travaux, (Saudreau et al., 2011) expliquent qu'il y a une différence de température entre les fruits exposés directement au soleil et les fruits plus ombragés. Ces résultats montrent l'influence du rayonnement intercepté par le fruit sur la température de la peau de celui-ci. Nos résultats ont montré qu'il n'y avait pas de réelle différence entre la température mesurée sur deux faces du même fruit (comparaison de la température fournie par le capteur HortiMax et la caméra IR). Il faudrait donc se concentrer à positionner un capteur sur un fruit situé sur un rang exposé à l'Est et un autre capteur sur un fruit exposé à l'Ouest, pour obtenir des mesures sur des fruits ombragés et ensoleillés. La plus faible valeur sera conservée car c'est elle qui représentera le risque le plus important de condensation.

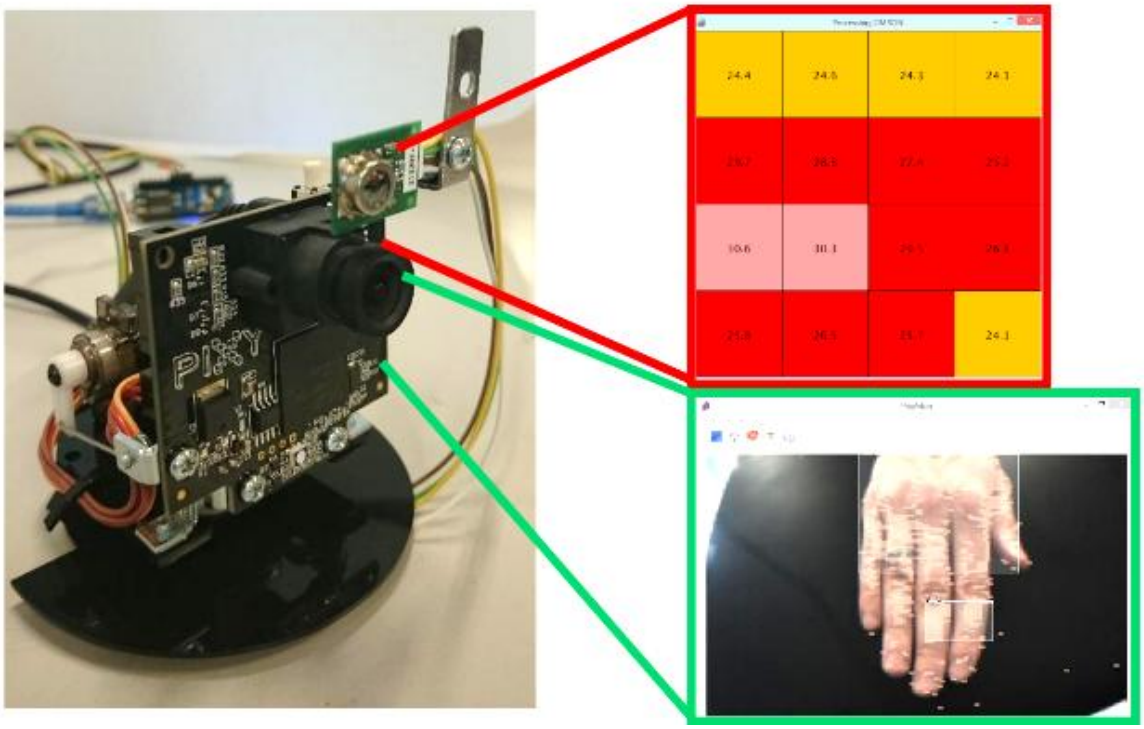


Figure 31 Visualisation des essais menés dans les travaux de (Vesely et al., 2015). Nous pouvons voir à gauche de l'image la caméra Pixy (CMUcam5) sur laquelle a été ajoutée un capteur de température infrarouge. A droite de l'image nous pouvons voir, en bas, la forme repérée par la caméra et en haut les températures correspondantes mesurées par le capteur. Source : (Vesely et al., 2015)

Ces informations nous confirment l'idée selon laquelle les capteurs de températures de type faux fruits ne sont pas appropriés pour mesurer la température du concombre.

Les innovations technologiques récentes nous offrent cependant des perspectives intéressantes quant à la création d'un nouveau type de capteur de température de fruit.

Il existe en effet des caméras (dont la caméra Pixy (CMUcam5) créée par Carnergie Mellon Robotics Insitutre et Charmed Labs [7]) capables de repérer et suivre un objet d'une couleur définie (à paramétrer lors de l'utilisation) et ce dans les 3 dimensions de l'espace. On peut alors parfaitement imaginer ce type de caméra fixée sur un support rigide dans la serre et paramétrée pour différencier les fruits des feuilles en fonction de leurs couleurs. En positionnant un capteur de température infra rouge sur cette caméra nous serions donc capables de fournir en permanence la température du fruit le plus proche. Ce genre de technique a été testée récemment dans les travaux de (VESELY et al., 2015) (Figure 31) et a montré des résultats encourageants quant à son utilisation. Ce type de caméra ne nécessite aucune intervention humaine pour la déplacer sur les fruits et ne risque pas d'endommager celui-ci. De plus, son prix semble tout à fait raisonnable (moins de 200€). La mise en place d'un essai sur l'efficacité de ce type de capteur est en cours de réflexion au Ctifl.

Enfin pour ce qui est de la transposition de nos résultats chez les professionnels, les compartiments utilisés au Ctifl possèdent une surface beaucoup plus petite que ceux généralement utilisés par les producteurs (environ 300m² pour le Ctifl et de 5000m² à 1ha en moyenne pour les producteurs). Cette différence de taille implique des différences dans l'homogénéité des conditions climatiques.

Le fait que le Ctifl travaille sur des petits compartiments permet d'homogénéiser plus facilement la température et l'humidité dans la serre. Dans son travail réalisé au Ctifl de Carquefou en 2015 (Pinoit, 2015) en arrive à la conclusion qu'il existe de réelles différences entre le climat d'un site de production professionnel et le climat des serres d'expérimentations du Ctifl. Toutefois il précise que ces différences ne remettent pas en cause la transposition des résultats expérimentaux même s'il est important de : « prendre certaines précautions quant à l'interprétation des résultats, notamment ceux des essais concernant les champignons pathogènes ou la gestion de la déshumidification des serres » (Pinoit, 2015).

La question de transposition des résultats est à relativiser dans notre travail. En effet, les mesures de photosynthèse ont été obtenues à l'aide d'un appareil permettant de travailler en conditions climatiques contrôlées. De plus, le but était de dégager des tendances globales d'activité des plantes. Il est donc peu probable que les résultats obtenus soient différents chez un producteur. Pour le LAI, nous avons travaillé sur deux variétés différentes et plantées à deux saisons différentes (été-hiver). Ceci nous permet en partie de s'extraire de l'effet variétal et climatique qui peut influencer la détermination d'une telle formule. De plus des travaux sont en cours pour valider cette formule chez un producteur. Enfin, pour la partie température de fruit, il a bien été précisé que la zone de risque de condensation a été évaluée dans nos conditions. L'utilisation de capteurs de température de fruit, comme nous l'avons décrit, permettra aux producteurs d'identifier les périodes à risque de condensations de leurs propres serres.

De par les méthodologies utilisées et les résultats obtenus, ce travail permet d'engager des actions innovantes dans le pilotage climatique et la gestion de la culture de concombre qui auront un impact sur l'efficience énergétique.

Conclusion

L'amélioration de l'efficience énergétique et agronomique des cultures hors sol sous serres chauffées est un enjeu majeur pour tous les producteurs de légumes sous serre. En effet, les coûts d'investissement important à l'installation puis les dépenses élevées liées notamment à la consommation énergétique, impliquent une optimisation maximale des cultures. De plus les producteurs doivent faire face à la concurrence européenne croissante ainsi qu'aux différents enjeux environnementaux.

Dans ce travail, nous avons tout d'abord pu voir que l'activité photosynthétique pouvait être optimisée en pilotant l'injection de CO_2 en fonction du rayonnement photosynthétiquement actif pour les plantes, ce qui permettrait aux professionnels de réaliser des économies sur leurs dépenses liées au CO_2. Toujours pour ce qui est de l'augmentation de l'activité photosynthétique des plantes, nous sommes en mesure de fournir aux producteurs une formule leur permettant d'estimer l'indice de surface foliaire de leur culture. Cet indice (le LAI) va ainsi permettre de maximiser la surface d'interception lumineuse des plantes.

Le LAI va également fournir aux producteurs une indication pertinente pour gérer l'effeuillage. En effet plutôt que d'enlever un nombre de feuilles fixe par semaine, l'effeuillage sera adapté par exemple en fonction de l'humidité recherchée dans la serre. Ceci pourrait amener à une réduction des coûts de chauffage liés à la déshumidification par chauffage/aération.

Enfin nous avons mis en évidence l'importance de conduire la gestion de l'humidité et de la température des serres en fonction de la température du fruit dans le but de réduire la pression sanitaire liée aux principaux champignons pathogènes impactant la culture de concombre sous serre. Cette technique peut être considérée comme une nouvelle mesure prophylactique à intégrer pour les producteurs et permettrait ainsi une meilleure conciliation entre la gestion sanitaire et le pilotage du climat. Par ailleurs, la croissance du fruit de concombre est en corrélation avec sa température. Un tel capteur de température de fruit permettrait également de piloter le déclenchement et la température des réseaux de chauffage relocalisés à proximité des fruits dans l'objectif de maintenir une croissance élevée du fruit au cours de la journée

La prise en compte de l'activité physiologique de la plante dans le pilotage de la gestion climatique des serres se révèle donc être une solution pour les producteurs désireux d'augmenter l'efficience énergétique de leurs cultures. Le pilotage du climat de la serre se basant sur des indicateurs mesurés au plus près de la plante permettrait l'amélioration de l'efficience énergétique des cultures.

Implicitement, il a été mis en évidence que la culture du concombre sur fil haut peut se révéler en elle-même être un outil pour améliorer les performances des cultures. En effet, la culture sur fil haut permet par exemple une meilleure optimisation de la surface de la serre (notamment en hauteur), une gestion facilitée de l'effeuillage (hiérarchisation des étages foliaires) et permet de diminuer le nombre de culture par an en prolongeant la durée de celles-ci (réduction des couts liés à l'achat des plants). Un premier bilan énergétique, agronomique et économique sera réalisé à la fin de la seconde culture sur fil haut réalisée au Ctifl. Ces bilans permettront de confirmer ou non si ce nouveau type de conduite culturale sera l'outil de demain pour permettre aux producteurs d'optimiser l'efficience de leurs cultures.

Les travaux réalisés dans ce mémoire ne sont qu'une première étape dans l'approfondissement des connaissances sur l'activité physiologique des plantes de concombre en relation avec leur environnement climatique.

De nombreux essais devraient succéder ce travail, que ce soit pour approfondir les interactions de facteurs climatiques sur la photosynthèse, pour proposer un nouveau type de capteur de température de fruit ou encore pour optimiser la conduite du concombre sur fil haut.

Bibliographie

ARNY, C. J. et ROWE, R. C. Effects of temperature and duration of surface wetness on spore production and infection of cucumbers by *Didymella bryoniae*. In : *Phytopathology*. 1991. Vol. 81, n° 2, p. 206‑209.

BAKKER, J. C. In : *Greenhouse Climate Control: An Integrated Approach*. S.l. : Wageningen Academic Pub. 273p.

BLANCO, Flávio Favaro et FOLEGATTI, Marcos Vinícius. A new method for estimating the leaf area index of cucumber and tomato plants. In : *Horticultura Brasileira*. 2003. Vol. 21, n° 4, p. 666–669.

BLANCO, Flávio Favaro et FOLEGATTI, Marcos Vinícius. Estimation of leaf area for greenhouse cucumber by linear measurements under salinity and grafting. In : *Scientia Agricola*. 2005. Vol. 62, n° 4, p. 305–309.

BRAJEUL, Eric, JAVOY, Michel, PELLETIER, Brigitte et LETARD, Michel, 2001. *Le concombre*. Paris : Ctifl. 349p.

CAMEJO, Daymi, RODRÍGUEZ, Pedro, MORALES, Mª Angeles, DELL'AMICO, José Miguel, TORRECILLAS, Arturo et ALARCÓN, Juan José. High temperature effects on photosynthetic activity of two tomato cultivars with different heat susceptibility. In : *Journal of plant physiology*. 2005. Vol. 162, n° 3, p. 281–289.

CHAPIN, F. Stuart, MATSON, Pamela A. et VITOUSEK, Peter M., 2011. *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology*. New York, NY : Springer New York. 529p.

CHEN, Tsu-Wei, HENKE, Michael, VISSER, Pieter H. B. de, BUCK-SORLIN, Gerhard, WIECHERS, Dirk, KAHLEN, Katrin et STÜTZEL, Hartmut. What is the most prominent factor limiting photosynthesis in different layers of a greenhouse cucumber canopy? In : *Annals of Botany*. 9 janvier 2014. Vol. 114, n° 4, p. 677‑688.

CHO, Young Yeol, OH, Sungbong, OH, Myoung Min et SON, Jung Eek. Estimation of individual leaf area, fresh weight, and dry weight of hydroponically grown cucumbers (Cucumis sativus L.) using leaf length, width, and SPAD value. In : *Scientia horticulturae*. 2007. Vol. 111, n° 4, p. 330–334.

CRAFTS-BRANDNER, Steven J. et SALVUCCI, Michael E.. Rubisco activase constrains the photosynthetic potential of leaves at high temperature and CO2. In : *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 21 novembre 2000. Vol. 97, n° 24, p. 13430‑13435.

DANNEHL, Dennis, JOSUTTIS, Melanie, ULRICHS, Christian et SCHMIDT, Uwe. The potential of a confined closed greenhouse in terms of sustainable production, crop growth, yield and valuable plant compounds of tomatoes. In : *Journal of Applied Botany and Food Quality*. 2 août 2014. Vol. 87, p. 210‑219.

DE NEERGAARD, Eigil. Histological investigation of flower parts of cucumber infected by Didymella bryoniae. In : *Canadian Journal of Plant Pathology*. 1989. Vol. 11, n° 1, p. 28–38.

ELAD, Y. et YUNIS, H. Effect of microclimate and nutrients on development of cucumber gray mold (Botrytis cinerea). In : *Phytoparasitica*. 1993. Vol. 21, n° 3, p. 257–268.

ELAD, Yigal et SHTIENBERG, Dani. Botrytis cinerea in greenhouse vegetables: chemical, cultural, physiological and biological controls and their integration. In : *Integrated Pest Management Reviews*. 1995. Vol. 1, n° 1, p. 15–29.

GAO, Jian-chang, GUO, Guang-jun, GUO, Yan-mei, WANG, Xiao-xuan et DU, Yong-chen. Measuring plant leaf area by scanner and ImageJ software. In : *China Vegetables*. 2011. Vol. 1, n° 2, p. 73–77.

HEIßNER, A. CO2 gas exchange of sweet pepper plants in dependence on irradiance, CO2 concentration, air temperature, and vapour pressure deficit: measurements and model. In : *Gartenbauwissenschaft (Germany)*. 1997. Vol. 62, p. 78‑90.

HEUVELINK, E., BAKKER, M.J., MARCELIS, L.F.M. et RAAPHORST, M. Climate and Yield in a closed greenhouse. In : *Acta Horticulturae*. 2008. Vol. 801, p. 1083‑1092.

HOPKINS, William G., 2003. *Physiologie végétale*. S.l. : De Boeck Supérieur. 532p

ISHIHARA, Masae Iwamoto et HIURA, Tsutom. Modeling leaf area index from litter collection and tree data in a deciduous broadleaf forest. In : *Agricultural and Forest Meteorology*. 2011. Vol. 151, n° 7, p. 1016–1022.

JANOUDI, Abdul K., WIDDERS, Irvin E. et FLORE, James A. Water deficits and environmental factors affect photosynthesis in leaves of cucumber (Cucumis sativus). In : *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 1993. Vol. 118, n° 3, p. 366–370.

JARVIS, William R. Managing diseases in greenhouse crops. In : *Plant Disease*. 1989. Vol. 73, n° 3, p. 190‑194.

KAISER, Elias, MORALES, Alejandro, HARBINSON, Jeremy, KROMDIJK, Johannes, HEUVELINK, Ep et MARCELIS, Leo F. M. Dynamic photosynthesis in different environmental conditions. In : *Journal of Experimental Botany*. 5 janvier 2015. Vol. 66, n° 9, p. 2415‑2426.

KLÄRING, H.-P., HAUSCHILD, C., HEI\S SNER, A. et BAR-YOSEF, B. Model-based control of CO 2 concentration in greenhouses at ambient levels increases cucumber yield. In : *Agricultural and Forest Meteorology*. 2007. Vol. 143, n° 3, p. 208–216.

KLÄRING, H.-P. et KRUMBEIN, A. The Effect of Constraining the Intensity of Solar Radiation on the Photosynthesis, Growth, Yield and Product Quality of Tomato. In : *Journal of Agronomy and Crop Science*. 1 octobre 2013. Vol. 199, n° 5, p. 351‑359.

LEBEDA, Aleš, SEDLÁKOVÁ, Božena et KŘÍSTKOVÁ, Eva. Distribution, harmfulness and pathogenic variability of cucurbit powdery mildew in the Czech Republic. In : *Acta Fytotech Zootech*. 2004. Vol. 7, p. 174–176.

MARINO, Giancarlo. Prévoir la capacité photosynthétique d'une feuille à partir d'une combinaison de ses traits fonctionnels un test en milieu naturel. S.l. Université de Sherbrooke. 44p.

MARQUES, Rémy, 1994. Effects of the high-wire system on the cucumber plant physiology. mémoire de fin d'étude de l'ENITHP. S.l. 77p.

MCCREE, Keith J. Test of current definitions of photosynthetically active radiation against leaf photosynthesis data. In : *Agricultural Meteorology*. 1972. Vol. 10, p. 443–453.

MULHOLLAND, B. J., FUSSELL, M., EDMONDSON, R. N., BASHAM, J. et MCKEE, J. M. T. Effect of vpd, K nutrition and root-zone temperature on leaf area development, accumulation of Ca and K and yield in tomato. In : *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*. 1 janvier 2001. Vol. 76, n° 5, p. 641‑647.

NORDEY, Thibault, 2014. Analyse expérimentale et modélisation de l'hétérogénéité de la qualité et de la maturité des mangues. S.l. : Université d'Avignon. 222p.

PETTERSEN, Rolf I., TORRE, Sissel et GISLERØD, Hans R. Effects of leaf aging and light duration on photosynthetic characteristics in a cucumber canopy. In : *Scientia Horticulturae*. 2010. Vol. 125, n° 2, p. 82–87.

PINOIT, Clement, 2015. Analyse du climat dans les serres de concombre : comparaison entre site expérimental et site de production. mémoire de fin d'études. S.l. 33p.

RÉUSSIR FRUITS&LÉGUMES. De Ruiter TM Prisca annonce une nouvelle génération de concombre. In : *Réussir Fruits&Légumes*. 2016. n° 306, p. 27.

ROBBINS, N. S. et PHARR, D. M. Leaf area prediction models for cucumber from linear measurements. In : *HortScience*. 1987. Vol. 22, n° 6, p. 1264‑1266.

RYU, Youngryel, SONNENTAG, Oliver, NILSON, Tiit, VARGAS, Rodrigo, KOBAYASHI, Hideki, WENK, Rebecca et BALDOCCHI, Dennis D. How to quantify tree leaf area index in an open savanna ecosystem: a multi-instrument and multi-model approach. In : *Agricultural and Forest Meteorology*. 2010. Vol. 150, n° 1, p. 63–76.

SÁNCHEZ-GUERRERO, M.C., LORENZO, P., MEDRANO, E., CASTILLA, N., SORIANO, T. et BAILLE, A. Effect of variable CO2 enrichment on greenhouse production in mild winter climates. In : *Agricultural and Forest Meteorology*. octobre 2005. Vol. 132, n° 3‑4, p. 244‑252.

SAUDREAU, M., MARQUIER, A., ADAM, B. et SINOQUET, H. Modelling fruit-temperature dynamics within apple tree crowns using virtual plants. In : *Annals of Botany*. 1 octobre 2011. Vol. 108, n° 6, p. 1111‑1120.

SAVVIDES, Andreas, NTAGKAS, Nikolaos, VAN IEPEREN, Wim, DIELEMAN, Janneke A. et MARCELIS, Leo F. M. Impact of light on leaf initiation: a matter of photosynthate availability in the apical bud? In : *Functional Plant Biology*. 2014. Vol. 41, n° 5, p. 547‑556.

SAVVIDES, Andreas, VAN IEPEREN, Wim, DIELEMAN, Janneke A. et MARCELIS, Leo F. M. Meristem temperature substantially deviates from air temperature even in moderate environments: is the magnitude of this deviation species-specific? In : *Plant, Cell & Environment*. 1 novembre 2013. Vol. 36, n° 11, p. 1950‑1960.

SCHMITT, A. The effects of plant extracts of Reynoutria sachalinensis on powdery mildew development and leaf physiology of long English cucumber. In : *Plant Disease*. 1995. Vol. 79, p. 577–580.

TAUB, Daniel R., SEEMANN, Jeffrey R. et COLEMAN, James S. Growth in elevated CO2 protects photosynthesis against high-temperature damage. In : *Plant, Cell & Environment*. 1 juin 2000. Vol. 23, n° 6, p. 649‑656.

TAZUKE, Akio et SAKIYAMA, Ryozo. Effect of fruit temperature on the growth of cucumber. In : *J. Japan. Soc. Hort; Sci*. 1986. Vol. 55, n° 1, p. 62–68.

TAZUKE, Akio et SAKIYAMA, Ryozo. Relationships between Growth in Volume and Respiration of Cucumber. In : *J. Japan. Soc. Hort. Sci*. 1991. Vol. 59, n° 4, p. 745–750.

URBAN, Laurent, 2010. *La* production sous serre, tome 1 : la gestion du climat (2e ed.). S.l. : Lavoisier. 355p.

UZUN, Sezgin et ÇELİK, HÜSEYİN. Leaf area prediction models (Uzcelik-I) for different horticultural plants. In : *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*. 1999. Vol. 23, n° 6, p. 645–650.

VAN STEEKELENBURG, N. A. M. Factors influencing external fruit rot of cucumber caused by Didymella bryoniae. In : *Netherlands Journal of Plant Pathology*. 1982. Vol. 88, n° 2, p. 47–56.

VAN STEEKELENBURG, N. A. M. Influence of humidity on incidence of Didymella bryoniae on cucumber leaves and growing tips under controlled environmental conditions. In : *Netherlands Journal of Plant Pathology*. 1985. Vol. 91, n° 6, p. 277–283.

VAN STEEKELENBURG, N. A. M. et VAN DE VOOREN, J. Influence of the glasshouse climate on development of diseases in a cucumber crop with special reference to stem and fruit rot caused by Didymella bryoniae. In : *Working-party on Greenhouse Cucumber 118*. 1980. p. 45–56.

VESELY, Michal, CIESZCZYK, Aleksander, ZHAO, Yang et ZEILER, Wim. Low cost infrared array as a thermal comfort sensor. In : *Proceedings of International Conference CISBAT 2015 Future Buildings and Districts Sustainability from Nano to Urban Scale*. S.l. : LESO-PB, EPFL. 2015. p. 393–398.

WACQUANT, Claude, 1995. *Maîtrise de la conduite climatique: tomate sous serre et abris en sol et hors sol*. Paris : Centre technique interprofessionnel des fruits et legumes. 127p

WHITEHEAD, W. F. et SINGH, B. P. Leaf Age Affects Gas Exchange in Okra. In : *ResearchGate*. 1 janvier 1995. Vol. 30, n° 5, p. 1017‑1019.

XIAOLEI, S. et ZHIFENG, W. The optimal leaf area index for cucumber photosynthesis and production in plastic greenhouse. In : *Acta Horticulturae*. mars 2004. n° 633, p. 161‑165.

XU, Hui-Lian, GAUTHIER, L., DESJARDINS, Y. et GOSSELIN, A. Photosynthesis in leaves, fruits, stem and petioles of greenhouse-grown tomato plants. In : *Photosynthetica*. 1997. Vol. 33, n° 1, p. 113–123.

YAMORI, Wataru. Photosynthetic response to fluctuating environments and photoprotective strategies under abiotic stress. In : *Journal of Plant Research*. mai 2016. Vol. 129, n° 3, p. 379‑395.

ZHU, Xin-Guang, LONG, Stephen P. et ORT, Donald R. Improving Photosynthetic Efficiency for Greater Yield. In : *Annual Review of Plant Biology*. 2010. Vol. 61, n° 1, p. 235‑261.

Sitographie

[1] AOPN, 2016. L'origine du concombre - Tomates et concombres de nos régions. [en ligne]. 2016. [Consulté le 28 juin 2016]. Disponible à l'adresse : http://www.tomates-de-france.com/les-concombres/lorigine-du-concombre/

[2] FRANCE AGRIMER, 2016. Les filières des fruits et légumes: Données 2014. In : [en ligne]. janvier 2016. [Consulté le 19 août 2016]. Disponible à l'adresse : http://www.franceagrimer.fr/content/download/42372/395946/file/chiffres%20cl%C3%A9s%202014%20FL.pdf.

[3] FRANCE AGRIMER, 2015. Le marché du concombre en 2015 - bilan de la campagne. In : [en ligne]. décembre 2015. [Consulté le 19 août 2016]. Disponible à l'adresse : https://www.rnm.franceagrimer.fr/bilan/concombre_rnm.pdf.

[4] EPHYTIA.INRA.FR, 2013. Courgette & courges - Moisissure grise (Botrytis cinerea). In : [en ligne]. 2013. [Consulté le 20 juillet 2016]. Disponible à l'adresse : http://ephytia.inra.fr/fr/C/8054/Courgette-courges-Moisissure-grise-Botrytis-cinerea/

[5] RIJK ZWAAN, 2016. Légumes Fruits Gamme professionnels 2016 RZ. In : www.rijkzwaan.fr [en ligne]. 2016. [Consulté le 15 juin 2016]. Disponible à l'adresse : http://www.rijkzwaan.fr/wps/wcm/connect/6bfcda94-1066-416a-9be3-913a8481e486/RZ16LegumesFruits2016-MOD+BAT.pdf?MOD=AJPERES/

[6] NUNHEMS, 2015. Variety Description nak tuinbouw – KMK – Aljona – NL –. In : [en ligne]. 2015. [Consulté le 15 juin 2016]. Disponible à l'adresse : http://www.naktuinbouw.nl/sites/default/files/variety/Groente/KMK-Petrifin-NL-2016.pdf

[7] Aperçu - CMUcam5 Pixy - CMUcam: Open Source Programmable Embedded Color Vision Sensors. In : [en ligne]. [Consulté le 24 août 2016]. Disponible à l'adresse : http://www.cmucam.org/projects/cmucam5/

AGROCAMPUS OUEST

☑ **CFR Angers**

☐ **CFR Rennes**

ANNEXES

Année universitaire : **2015-2016**

Spécialité : **Horticulture**

Spécialisation (et option éventuelle) :

Fruits, Légumes, Alimentation et Marchés

☑ d'Ingénieur de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage

☐ de Master de l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage

☐ d'un autre établissement (étudiant arrivé en M2)

Culture hors sol de concombre sous serres chauffées : acquisition de références physiologiques et proposition d'outils d'aide au pilotage du climat

Par : **Jordan SCHUPPE**

Illustrations : Jordan SCHUPPE

Soutenu à Angers le 9 Septembre 2016

Devant le jury composé de :

Président : Mickaël DELAIRE (enseignant chercheur Agrocampus-Ouest)

Maître de stage : Vincent TRUFFAULT (ingénieur de recherche Ctifl)

Enseignant référent : Gerhard BUCK-SORLIN (enseignant chercheur Agrocampus-Ouest)

Autres membres du jury :

Benjamin COUSSY (ingénieur d'étude FNAMS)

Pierre-Emmanuel BOURNET (Directeur UP Environnement physique de la plante horticole (EPHor-Agrocampus Ouest))

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant n'engagent que la responsabilité de son auteur et non celle d'AGROCAMPUS OUEST

ANNEXE I – Projet CONSER

Descriptif du projet CONSER

L'objectif de ce projet est de mettre au point, à partir de mesures physiologiques, une conduite climatique en culture de concombre sous serre visant à renforcer sa productivité tout en améliorant son efficience énergétique et hydrique. La culture ciblée dans ce projet est le concombre, dont la Loire-Atlantique est le premier département de production en France, tous modes de culture confondus.

Le projet se décompose en 6 actions :

Action 1 : Etat de l'art sur les méthodes de mesure et des niveaux d'activité physiologique des plants de concombre en culture hors sol, les possibilités d'acquisition de données climatiques de référence en site de production, et les résultats techniques et agronomiques des exploitations professionnelles du bassin nantais au cours de ces dernières années.

Action 2 : Acquisition de référentiels physiologiques en vue d'optimiser la conduite du climat sous serre.

Action 3 : Evaluation et comparaison de différentes conduites climatiques et de nouveaux équipements techniques en vue d'améliorer l'efficience de la culture.

Action 4 : Développement d'un capteur infrarouge de mesure de la température de fruit pour la gestion de la déshumidification et la maîtrise du risque sanitaire sous serre.

Action 5 : Validation des résultats sur site pilote professionnel.

Action 6 : Valorisation des résultats par communication et diffusion au niveau national et international.

La durée du projet est prévue sur 3 ans.

Le porteur du projet est l'ARELPAL, reconnue pour sa représentativité régionale dans le domaine de l'expérimentation sur les cultures légumières grâce aux compétences de ses maîtres d'œuvre représentant les maraîchers sur les 3 départements principaux producteurs de concombre de la région : Loire-Atlantique, Maine et Loire, et Vendée.

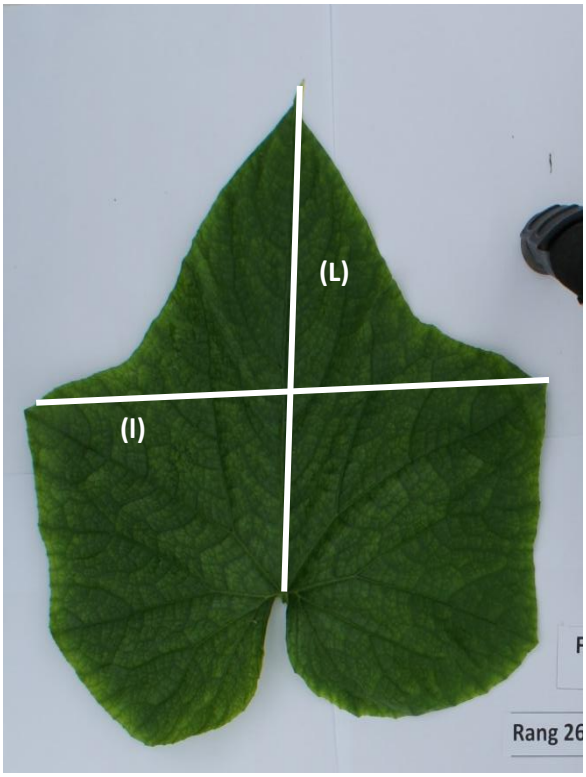
Le chef de file du projet est le Ctifl, reconnu pour son expertise technique et économique, ses activités de recherche et d'innovation, ses actions de formation et d'animation et sa diffusion d'informations auprès de tous les métiers de la filière fruits et légumes, de la production à la distribution.

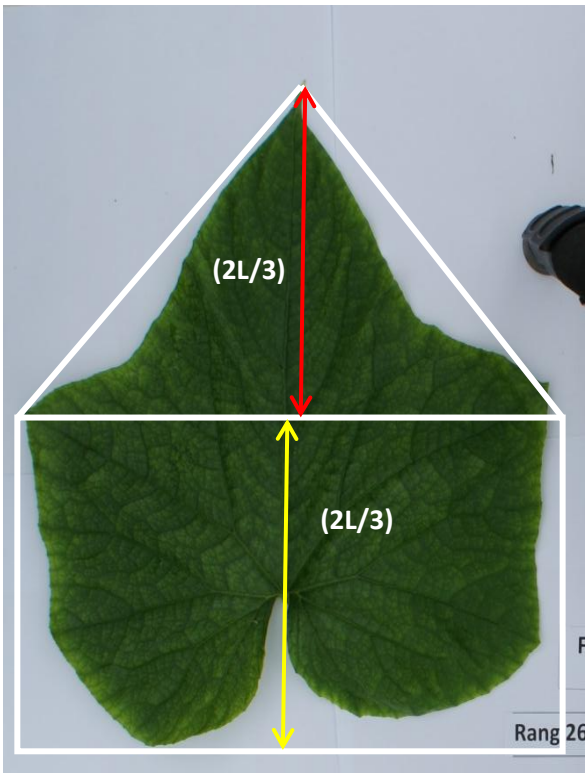
Le projet a reçu la validation des producteurs serristes de concombre du bassin nantais.

Acteurs du projet : ARELPAL, CTIFL, CDDM, Agrocampus Ouest centre d'Angers, HortiMax France, SCEA Cheminant

ANNEXE II – Formule du LAI et géométrie foliaire

Visualisation de la méthode prenant en compte la géométrie de la feuille. Il a été considéré que la feuille de concombre pouvait s'apparenter à la juxtaposition d'un rectangle et d'un triangle.





$$Aire\ du\ triangle = \frac{1}{2} * \left(\frac{2}{3}L\right) * l$$

$$Aire\ du\ rectangle = l * \frac{2}{3}L$$

$$Surface\ foliaire\ estimée = \frac{1}{2}(l * \frac{2}{3}L) + (l * \frac{2}{3}L)$$

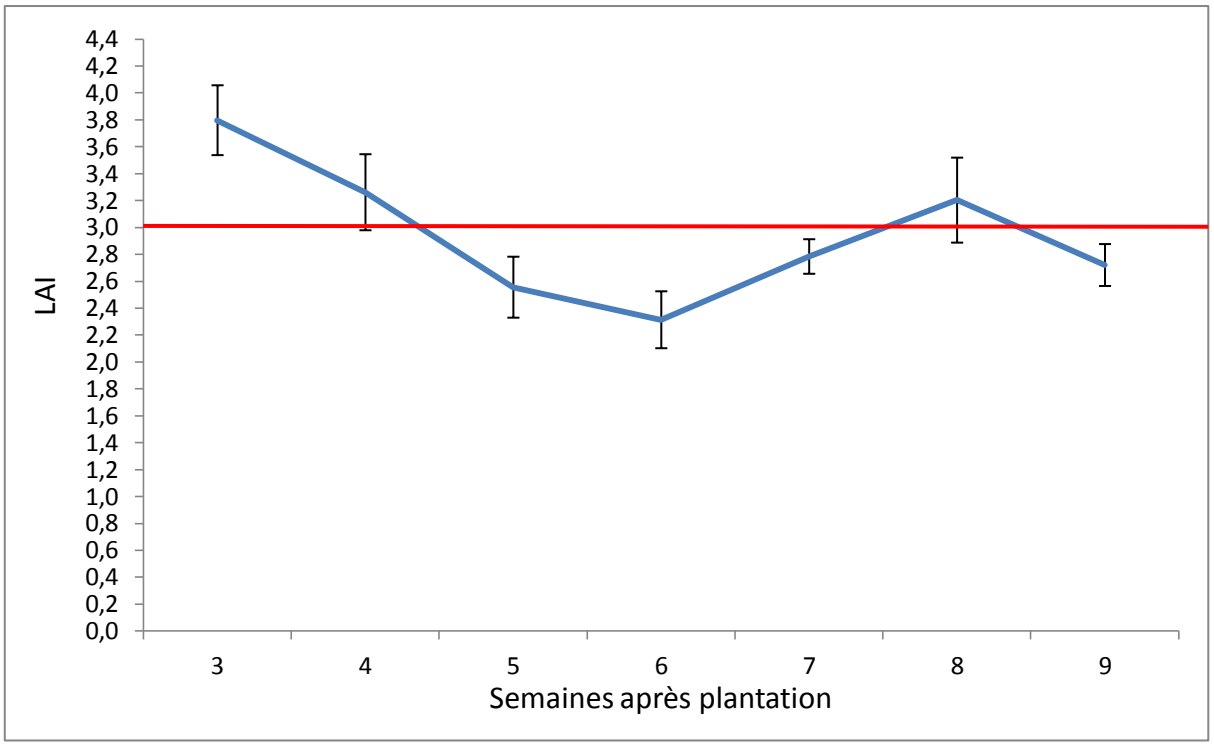
$$\frac{1}{2}\left(l * \frac{2}{3}L\right) + \left(l * \frac{2}{3}L\right) = \frac{1}{2}\left(l * \frac{2L}{3}\right) + \frac{2}{2}(l * \frac{2L}{3})$$

$$\frac{1}{2}\left(l * \frac{2L}{3}\right) + \frac{2}{2}\left(l * \frac{2L}{3}\right) = \frac{3}{2} * l * \frac{2L}{3}$$

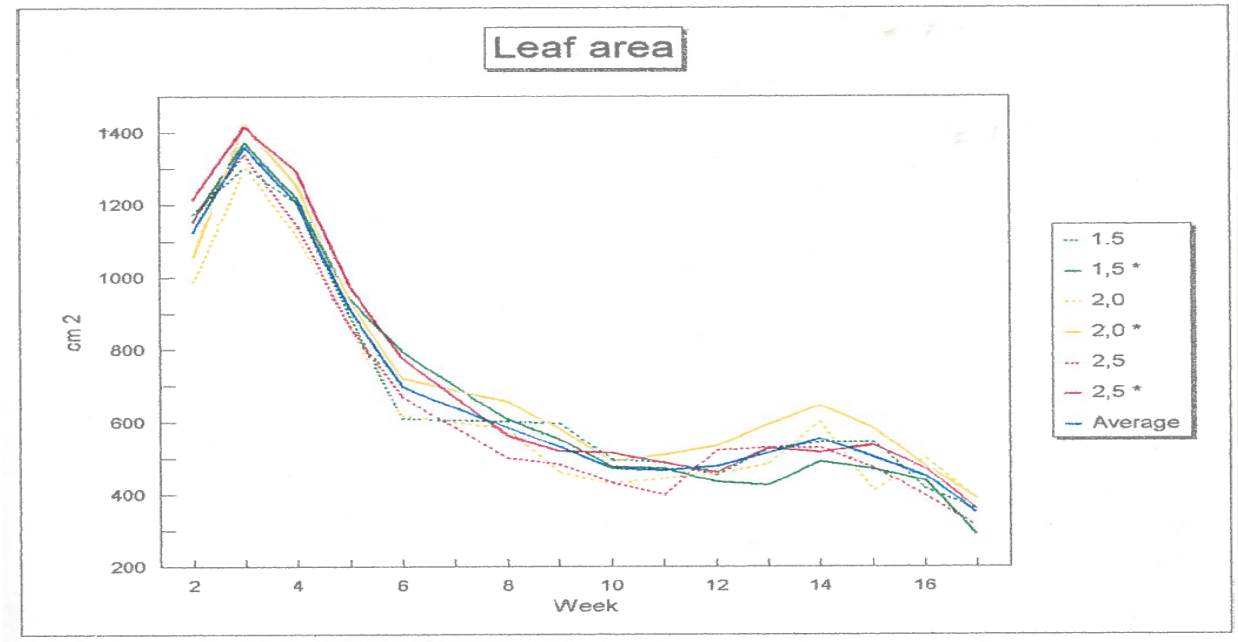
$$\frac{3}{2} * l * \frac{2L}{3} = l * L$$

$$Surface\ foliaire\ estimée = l * L$$

ANNEXE III Suivi du LAI, seconde culture fil haut



Suivi de l'évolution hebdomadaire du LAI pour la deuxième culture sur fil haut avec visualisation de la valeur optimale retenue en fonction de la bibliographie (LAI=3). La première mesure a été effectuée 3 semaines après la plantation.



(Marques, 1994), Visualisation de l'évolution de la surface foliaire (moyenne sur 5 feuilles issues de l'effeuillage) en fonction des semaines après plantation. La surface foliaire est maximale trois semaines après la plantation puis diminue fortement jusqu'en semaine 6. Ensuite la surface foliaire diminue encore jusqu'en semaine11 mais dans une plus faible mesure.

ANNEXE IV Première culture fil haut, Aljona, Ctifl

Source personnelle

Diplôme : **Ingénieur de l'institut Supérieur des Sciences Agronomiques, Agroalimentaire, Horticoles et du Paysage**

Spécialité : **Horticulture**

Spécialisation / option : **Fruits, légumes, alimentation et marchés**

Enseignant référent : **Gerhard BUCK-SORLIN**

Auteur(s) : **Jordan SCHUPPE**

Date de naissance : **21/11/1993**

Nb pages : 39 Annexes : 4

Année de soutenance : **2016**

Organisme d'accueil : **Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes**

Adresse : **Z.I Belle Etoile – Antarès**

35 allée des Sapins

44483 Carquefou

Maître de stage : **Vincent TRUFFAULT**

Titre français: **Culture hors sol de concombre sous serre chauffée : Acquisition de références physiologiques et proposition d'outils d'aide au pilotage du climat**

English title: **Soilless cucumber production in heated greenhouse: Physiological references acquisitions and proposition of news climatic controls tools**

Résumé:

La culture hors sol sous serre chauffée offre aux producteurs la possibilité d'exercer un contrôle des paramètres climatiques adaptés aux besoins de la culture. Cependant, ce contrôle est fortement relié à des dépenses énergétiques qui peuvent représenter jusqu'à 25% des coûts de productions. Dans ce contexte, notre étude vise à proposer des solutions pour améliorer l'efficience énergétique de ce type de culture, sur une espèce représentative: le concombre. Pour répondre à ces objectifs, la prise en compte des réactions physiologiques de la plante a été privilégiée pour (i) améliorer les performances photosynthétiques et (ii) diminuer les risques sanitaires par l'utilisation d'un capteur innovant de la température du fruit.

Un pilotage de l'injection de CO_2 en fonction du rayonnement photosynthétiquement actif reçu par les plantes a été réfléchi (i). Il est intéressant d'augmenter la concentration en CO_2 de la serre à partir de 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}. Une formule d'estimation de l'indice de surface foliaire (LAI) a été déterminée et permettra une meilleure maitrise de l'effeuillage et de la gestion du climat tout en maximisant le potentiel photosynthétique. Enfin, plusieurs capteurs de température de fruit ont été testés dans le but de proposer un outil permettant d'identifier les risques de condensation sur les organes de la plante et de piloter efficacement la déshumidification (ii). Une période à risque de condensation a été identifiée dans nos conditions de culture entre 7h45 et 9h. Tenant compte des perspectives illustrées dans ce rapport, la culture de concombre sur fil haut s'est révélée être un atout pour augmenter les performances physiologiques de la plante. Les références physiologiques acquises dans ce travail représentent une base sur laquelle les producteurs pourront s'appuyer pour améliorer l'efficience énergétique de leur culture.

Abstract:

Soilless crops in heated greenhouses allow producers to control some climatic parameters to fulfil plant needs and crop management. However, this control is highly related to high energy consumption, representing 25% of production costs. In this particular context, our study aims to increase energy efficiency of heated greenhouse crops, with a focus on cucumber crop. To achieve these objectives, plant physiology-based experiments were performed to (i) improve photosynthetic performances and (ii) reduce sanitary risks through the use of an innovative sensor for fruit temperature monitoring.

Results showed that (i) CO_2 injection should be managed considering Photosynthetic Active Radiation (PAR) with the identification of a valuable increase of CO_2 content when PAR exceeds 100 µmol PPFD.m^{-2}.s^{-1}.

Based on mathematical approach, Leaf Area Index was estimated and could be used as decision making tool for appropriate deleafing and climate control considering optimal crop photosynthetic activity. We assayed (ii) several fruit temperature sensors to provide a tool able to identify condensation risks on plant organs. In our study, strong risks were highlighted between 7h45 and 9h00 am. In perspective, physiological performances could as well be improved by adaptation of high wire training system. Producers will be able to rely on the physiological references obtained in this work to improve energy (and global inputs) efficiency of cucumber crops.

Mots-clés : Concombre, photosynthèse, indice de surface foliaire, température de fruit, efficience énergétique, conduite sur fil haut.

Key Words: Cucumber, photosynthesis, leaf area index, fruit temperature, energy efficiency, high wire training.