

Modélisation et développement d'un système aquaponique avec surveillance métrologique pour l'étude du cycle de l'azote

Auteur : Stalport, Benoît

Promoteur(s) : 879

Faculté : Gembloux Agro-Bio Tech (GxABT)

Diplôme : Master en bioingénieur : sciences et technologies de l'environnement, à finalité spécialisée

Année académique : 2016-2017

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/3009>

Avertissement à l'attention des usagers :

Tous les documents placés en accès ouvert sur le site le site MatheO sont protégés par le droit d'auteur. Conformément aux principes énoncés par la "Budapest Open Access Initiative"(BOAI, 2002), l'utilisateur du site peut lire, télécharger, copier, transmettre, imprimer, chercher ou faire un lien vers le texte intégral de ces documents, les disséquer pour les indexer, s'en servir de données pour un logiciel, ou s'en servir à toute autre fin légale (ou prévue par la réglementation relative au droit d'auteur). Toute utilisation du document à des fins commerciales est strictement interdite.

Par ailleurs, l'utilisateur s'engage à respecter les droits moraux de l'auteur, principalement le droit à l'intégrité de l'oeuvre et le droit de paternité et ce dans toute utilisation que l'utilisateur entreprend. Ainsi, à titre d'exemple, lorsqu'il reproduira un document par extrait ou dans son intégralité, l'utilisateur citera de manière complète les sources telles que mentionnées ci-dessus. Toute utilisation non explicitement autorisée ci-avant (telle que par exemple, la modification du document ou son résumé) nécessite l'autorisation préalable et expresse des auteurs ou de leurs ayants droit.

**MODÉLISATION ET DÉVELOPPEMENT D'UN
SYSTÈME AQUAPONIQUE AVEC
SURVEILLANCE MÉTROLOGIQUE POUR
L'ÉTUDE DU CYCLE DE L'AZOTE**

BENOÎT STALPORT

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES ET TECHNOLOGIES DE L'ENVIRONNEMENT**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2016-2017

PROMOTEUR: PR FRÉDÉRIC LEBEAU

© Toute reproduction du présent document par quelque procédé que ce soit ne peut être réalisée qu'avec l'autorisation de l'auteur et du Doyen de Gembloux Agro-Bio Tech.

Le présent document n'engage que son auteur.

MODÉLISATION ET DÉVELOPPEMENT D'UN SYSTÈME AQUAPONIQUE AVEC SURVEILLANCE MÉTROLOGIQUE POUR L'ÉTUDE DU CYCLE DE L'AZOTE

BENOÎT STALPORT

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES ET TECHNOLOGIES DE L'ENVIRONNEMENT**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2016-2017

PROMOTEUR: PR FRÉDÉRIC LEBEAU

REMERCIEMENTS

Je commence par remercier mon promoteur, Monsieur Frédéric Lebeau, pour avoir saisi l'opportunité de me proposer un TFE rassemblant bio-ingénierie et aquariophilie, me permettant dès lors de combiner mes deux passions. Ses avis et sa vision différente m'ont également beaucoup aidé lorsque je me suis retrouvé en difficulté au cours de l'expérimentation ou de la rédaction. Tout en me prodiguant des conseils judicieux, il m'a forcé à avancer et à trouver mes solutions propres, ce qui fut très enrichissant dans l'évolution de mon travail.

Un grand merci à Rudy, pour m'avoir fourni l'aide théorique et technique lorsque j'en avais besoin et à Jean-François pour tout le temps qu'il m'a consacré et pour sa bonne humeur quotidienne. Merci aussi à toute l'unité du GR pour l'ambiance conviviale qui y règne, et pour les nombreuses pauses tartes-café.

Ces quelques mois n'auraient évidemment pas été les mêmes si j'avais dû passer autant de temps enfermé dans un conteneur si étroit avec quelqu'un d'autre qu'Arnaud. Nous sommes souvent restés tard, parfois pour travailler, d'autres fois pour terminer une partie de ping-pong. C'est grâce à notre collaboration que le projet a pu avancer aussi bien et dans une très bonne entente. C'est aussi grâce à lui que je garderai un excellent souvenir de cette période.

Enfin, merci à ma famille pour m'avoir soutenu, au cours de ces cinq belles années d'études et particulièrement à ma maman pour les heures qu'elle a consacrées à la relecture de ce document. Merci également à Lucie pour son soutien continu et pour les beaux moments passés ensemble, à tous mes amis avec qui j'ai partagé cette période de TFE et à mes cokoteurs pour leur support et pour avoir résisté à me jeter hors du kot.

Finalement, je tiens à remercier la faculté pour la mise à disposition du matériel et toutes les personnes qui m'ont soutenu et aidé de près ou de loin au cours de la réalisation de ce travail et que je n'aurais pas citée ici.

« La meilleure façon de prédire l'avenir, c'est de le créer »

Peter F. Drucker

RÉSUMÉ

L'aquaponie est une technique de production agricole qui combine l'élevage en aquaculture avec la culture en hydroponie et qui permet de diminuer l'impact environnemental en réduisant les besoins en eau et en nutriments. Les productions aquaponiques sont encore peu répandues parce que la technique est encore nouvelle et peu optimisée. Les modèles informatiques dédiés constituent des outils puissants qui permettent de comprendre, prédire et optimiser les installations à moindres coûts. Au cours de cette étude, un modèle aquaponique d'un système découplé a été développé. Celui-ci étudie la croissance des plantes et des poissons et la dynamique de l'azote au sein des différents compartiments. Un système aquaponique expérimental a également été mis en place afin de produire des données servant à ajuster et valider le modèle. Ce dernier avait pour objectifs de fournir un suivi continu des paramètres essentiels et de réguler certains d'entre eux. Une attention particulière a également été portée sur le suivi du cycle de l'azote.

Grâce à ce système expérimental, les paramètres suivants ont été suivis en solution : l'électro-conductivité, le pH, la température, l'oxygène dissous et l'ammoniaque. La concentration en CO₂, l'humidité relative et la température de l'air ont été mesurés au sein de la chambre de culture. Différentes méthodes de mesure de la concentration en nitrates ont été testées. Les photomètres d'absorption UV offrent des mesures satisfaisantes dans leur gamme de travail. La sonde sélective d'ions est fortement dépendante des conditions du milieu et permet difficilement d'obtenir une mesure correcte. Les analyses en laboratoires constituent un bon moyen d'analyse mais les effets de la conservation des échantillons sont peu connus. Enfin, le modèle fournit des résultats qui permettent de prédire de façon satisfaisante le développement des poissons, des laitues et les dynamiques de l'azote.

ABSTRACT

Aquaponics is a production system that combines aquaculture with hydroponics. This farming technique provides an environmental friendly way of producing food by reducing the needs of water and nutrients. If aquaponics is not more widely spread today, it is because the technique is still young and lacks optimisation. Computer modelling gives a better understanding and allows predictions and optimisation at lower costs. For this study, a decoupled aquaponic model has been developed. The outputs from the model show the growths of plants and fishes and the nitrogen dynamics in the different parts of the system. Additionally, a small-scale experimental aquaponic system has been set up to produce data to tune and validate the model. The essential system parameters were monitored and some of them were regulated. The nitrogen cycle was given a special attention during this study.

The experimental set-up produced a wide amount of interesting data. The essential parameters such as electro-conductivity, pH, temperatures, dissolved oxygen, CO₂ concentration and ammonia were successfully monitored. Different dosing methods for the nitrate concentration have been tested. UV absorption photometers gave the best results in their measuring range. The ISE sensor behaviour is strongly environment-dependent and it was hard to acquire reliable measurements. Laboratory analysis showed good results. However, the effects of samples storing are little known and may interfere with nitrogen dynamic. In the end, the model gave results that allow good predictions for the nitrogen cycle and the growth of fishes and lettuces.

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	I
RÉSUMÉ	III
ABSTRACT	IV
TABLE DES MATIÈRES	V
SIGLES ET ABRÉVIATIONS	VIII
LISTE DES FIGURES	IX
LISTE DES TABLEAUX	XI
1 INTRODUCTION.....	1
1.1 AQUAPONIE.....	2
1.1.1 <i>Historique</i>	2
1.1.2 <i>L'aquaponie actuelle, ses limites et ses pistes d'améliorations</i>	3
1.2 MODÉLISATION	4
1.3 L'AZOTE.....	5
1.3.1 <i>L'importance de l'azote en aquaponie</i>	5
1.3.2 <i>Le cycle de l'azote</i>	5
1.4 AUTOMATISATION ET RÉGULATION.....	6
1.5 OBJECTIFS	7
2 MATÉRIEL ET MÉTHODE.....	8
2.1 MODÈLE	8
2.1.1 <i>Introduction</i>	8
2.1.2 <i>Organigramme du modèle</i>	9
2.1.3 <i>Equations du modèle</i>	10
2.1.3.1 <i>Echanges de matière : généralités</i>	10
2.1.3.2 <i>Échanges d'eau</i>	10
2.1.3.3 <i>Dynamique de l'azote</i>	12
2.1.3.4 <i>Croissance des poissons</i>	14
2.1.3.5 <i>Croissance des plantes</i>	18
2.1.3.6 <i>Opérations supplémentaires</i>	24
2.2 SYSTÈME AQUAPONIQUE EXPÉRIMENTAL	25
2.2.1 <i>Généralités</i>	25

2.2.2	<i>Organigramme du système</i>	27
2.2.3	<i>Aquaculture</i>	28
2.2.3.1	Aquarium	28
2.2.3.2	Poissons	28
2.2.3.3	Filtration	28
2.2.3.4	Température	29
2.2.4	<i>Hydroponie</i>	29
2.2.4.1	Container	29
2.2.4.2	Système	30
2.2.4.3	Plantes	32
2.2.4.4	Lumière	33
2.2.4.5	Solution nutritive	35
2.2.4.6	Atmosphère	35
2.3	MESURES, ACQUISITION ET SERVEUR	36
2.4	AUTOMATISATION ET RÉGULATION	40
2.5	MESURES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES	41
2.5.1	<i>Généralités</i>	41
2.5.2	<i>Mesure ISO en laboratoire</i>	42
2.5.3	<i>Mesure Libelium</i>	43
2.5.4	<i>Mesures sondes à photomètre d'absorption UV</i>	43
3	RÉSULTATS ET DISCUSSION	44
3.1	MESURES	44
3.1.1	<i>Aquaculture</i>	44
3.1.1.1	pH	44
3.1.1.2	Température	45
3.1.1.3	Electro-conductivité	46
3.1.1.4	Oxygène dissous	47
3.1.1.5	Ammonium	48
3.1.1.6	Masses des poissons	49
3.1.1.7	Mesures de la taille des poissons par photographie	51
3.1.2	<i>Hydroponie</i>	52
3.1.2.1	pH	52
3.1.2.2	Température de l'air	53
3.1.2.3	Température de la solution nutritive	54
3.1.2.4	Electro-conductivité	55
3.1.2.5	Oxygène dissous	55
3.1.2.6	Concentration en dioxyde de carbone	56

3.1.2.7	Humidité relative	57
3.1.2.8	Masses sèches des parties aériennes	58
3.2	MESURES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES.....	60
3.2.1	<i>Mesures en laboratoire</i>	60
3.2.2	<i>Sondes UV</i>	61
3.2.2.1	<i>Hach - Nitratax</i>	61
3.2.2.2	<i>Trios - NICO</i>	62
3.2.3	<i>Libelium</i>	64
3.2.4	<i>Résultats</i>	66
3.3	RÉSULTATS DU MODÈLE	67
3.3.1	<i>Croissance des poissons</i>	67
3.3.2	<i>Croissance des laitues</i>	68
3.3.3	<i>Dynamique de l'azote</i>	70
4	CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES.....	74
5	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	76
6	ANNEXES.....	81
6.1	ANNEXE 1: RÉSULTATS DE L'ANALYSE DE LA NOURRITURE DES POISSONS PAR LA MÉTHODE DE KJELDAHL	81
6.2	ANNEXE 2 : PHOTOS, POIDS ET NUMÉROS D'IDENTITÉ DES POISSONS (25/07/2017)	82
6.3	ANNEXE 3 : NOURRISSAGES DES POISSONS	85
6.4	ANNEXE 4: MASSES SÈCHES MESURÉES DE LA PARTIE AÉRIENNE DES LAITUES	86
6.5	ANNEXE 5: GRAPHIQUES DES ÉVOLUTIONS DES CONCENTRATIONS EN NITRATES DE L'AQUARIUM EN FONCTION DU NOMBRE DE POINTS DE RÉINITIALISATION	87

SIGLES ET ABRÉVIATIONS

DAPS :	Decoupled Aquaponic System
DWC :	Deep water culture
FAO :	Food and Agriculture Organization of the United Nations
HVAC :	Heating, Ventilation and Air-Conditioning
IdO :	Internet des Objets
ISE :	Ion selective electrode
ISO :	Organisation Internationale de Normalisation
LAI :	Leaf Area Index
NFT :	Nutrient Film technique
PPFD :	Photosynthetic Photon Flux Density
PVC :	Polychlorure de Vinyle
RAS :	Recirculating Aquaculture System
SALUS :	System Approach to Land Use Sustainability
SRAPS :	Single Recirculating Aquaponic System
UV :	Ultraviolet

LISTE DES FIGURES

FIGURE 1. CYCLE DE L'AZOTE EN AQUAPONIE	6
FIGURE 2. ORGANIGRAMME DU SYSTÈME AQUAPONIQUE GLOBAL.....	9
FIGURE 3. ORGANIGRAMME DES ÉCHANGES D'EAU MODÉLISÉS DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET	11
FIGURE 4. ORGANIGRAMME DE LA DYNAMIQUE DE L'AZOTE DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET, TELLE QUE MODÉLISÉE.....	12
FIGURE 5. ORGANIGRAMME DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET	27
FIGURE 6. SCHÉMA DU CONTAINER.....	30
FIGURE 7. SCHÉMA D'UNE CULTURE FLOTTANTE.....	31
FIGURE 8. SCHÉMA DE L'INSTALLATION HYDROPONIQUE	31
FIGURE 9. SCHÉMA DE PLANTATION DE L'ÉTAGÈRE N° 1.....	32
FIGURE 10. FONCTIONNEMENT DE LA PRISE AUTOMATIQUE DE PHOTOGRAPHIES DE POISSONS ET DE L'ANALYSE D'IMAGES	39
FIGURE 11. DIAGRAMME DES CIRCUITS ÉLECTRONIQUES RESPONSABLES DES DIFFÉRENTES RÉGULATIONS	40
FIGURE 12. ÉVOLUTION DU PH DANS L'AQUARIUM	45
FIGURE 13. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE DANS L'AQUARIUM	46
FIGURE 14. ÉVOLUTION DE L'ÉLECTRO-CONDUCTIVITÉ DE L'EAU DE L'AQUARIUM	46
FIGURE 15. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN OXYGÈNE DISSOUS DANS L'EAU DE L'AQUARIUM	47
FIGURE 16. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN AMMONIAC DANS L'EAU DE L'AQUARIUM.....	48
FIGURE 17. VARIATION DES PROPORTIONS D'AMMONIUM (NH_4^+) ET D'AMMONIAC (NH_3) EN FONCTION DU PH	48
FIGURE 18. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN AMMONIUM ET EN AMMONIAC DANS L'EAU DE L'AQUARIUM	49
FIGURE 19. EXEMPLE DE PHOTO DE POISSON, MONTRANT LES REPÈRES UTILISÉS AFIN DE LE MESURER	51
FIGURE 20. ÉVOLUTION DES LONGUEURS DES TROIS POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION	52
FIGURE 21. ÉVOLUTION DU PH DE LA SOLUTION HYDROPONIQUE.....	53
FIGURE 22. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE.....	54
FIGURE 23. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE DE LA SOLUTION NUTRITIVE.....	54
FIGURE 24. ÉVOLUTION DE L'ÉLECTRO-CONDUCTIVITÉ DE LA SOLUTION NUTRITIVE.....	55
FIGURE 25. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN OXYGÈNE DISSOUS DE LA SOLUTION NUTRITIVE	56
FIGURE 26. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN DIOXYDE DE CARBONE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE	57
FIGURE 27. ÉVOLUTION DE L'HUMIDITÉ RELATIVE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE	58
FIGURE 28. MASSES SÈCHES DES PARTIES AÉRIENNES DES LAITUES	59
FIGURE 29. CONCENTRATIONS EN NITRATES (NO_3) MESURÉES EN LABORATOIRE	60
FIGURE 30. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE HACH.....	62
FIGURE 31. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE TRIOS.....	63
FIGURE 32. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE ISE LIBELIUM	64

FIGURE 33. DIFFÉRENCE DE POTENTIEL ENTRE LES ÉLECTRODES DE LA SONDE À NITRATES LIBELIUM ET TEMPÉRATURE D'UN RÉCIPIENT D'EAU DU ROBINET AU REPOS PENDANT 5 JOURS.....	65
FIGURE 34. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE À UV TRIOS ET PAR LA SONDE LIBELIUM	66
FIGURE 35. ÉVOLUTION MESURÉE DES CONCENTRATIONS EN NITRATES DANS LES DEUX SOLUTIONS DU SYSTÈME	67
FIGURE 36. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES LONGUEURS DES 3 POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION	67
FIGURE 37. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES MASSES DES 3 POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION	68
FIGURE 38. COMPARAISON DES MASSES DES POISSONS MODÉLISÉES ET MESURÉES	68
FIGURE 39. ÉVOLUTION DES MASSES SÈCHES MODÉLISÉES DES PARTIES AÉRIENNES DE 3 LAITUES DE MASSES FINALES DIFFÉRENTES.....	69
FIGURE 40. COMPARAISON DES MASSES DES LAITUES MODÉLISÉES ET MESURÉES.....	70
FIGURE 41. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES DE LA PRODUCTION ET DE LA CONSOMMATION EN NITRATES AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION	71
FIGURE 42. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES CONCENTRATIONS EN NITRATES AU SEIN DU SYSTÈME AQUAPONIQUE.....	71
FIGURE 43. COMPARAISON DES CONCENTRATIONS EN NITRATES MODÉLISÉES ET MESURÉES DE L'EAU DES POISSONS	72
FIGURE 44. COMPARAISON DES CONCENTRATIONS EN NITRATES MODÉLISÉES ET MESURÉES DE LA SOLUTION HYDROPONIQUE.....	72
FIGURE 45. ÉVOLUTIONS DES CONCENTRATIONS EN NITRATES DE L'AQUARIUM EN FONCTION DU NOMBRE DE RÉINITIALISATION	88

LISTE DES TABLEAUX

TABEAU 1. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DE LA PRODUCTION D'AZOTE DU MODÈLE	13
TABEAU 2. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DE LA CONSOMMATION D'AZOTE DU MODÈLE.....	14
TABEAU 3. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DU MODÈLE DE LA CROISSANCE DES POISSONS	15
TABEAU 4. FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES POISSONS.....	16
TABEAU 5. VALEURS ET SOURCES DES PARAMÈTRES DES FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES POISSONS	17
TABEAU 6. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DU MODÈLE DE LA CROISSANCE DES PLANTES.....	21
TABEAU 7. FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES LAITUES	22
TABEAU 8. VALEURS ET SOURCES DES PARAMÈTRES DES FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES LAITUES.....	23
TABEAU 9. MESURES DU PPFD AU PIED DE CHAQUE PLANT DE LAITUE, AVANT ET APRÈS LA MODIFICATION DU 26-06-2017.....	34
TABEAU 10. AJOUTS D'ENGRAIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION.....	35
TABEAU 11. TABLEAU PRÉSENTANT POUR CHAQUE VARIABLE MESURÉE, LE LIEU DE MESURE, LE TYPE DE CAPTEUR UTILISÉ, LES MODALITÉS DE MESURES, LE STOCKAGE ET L'UTILISATION OU NON DANS UNE CHAÎNE DE RÉGULATION	38
TABEAU 12. PLANNING DE RÉCOLTE DES LAITUES.....	39
TABEAU 13. RÉCAPITULATIF DES DIFFÉRENTES MÉTHODES DE MESURE TESTÉES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES.....	42
TABEAU 14. GAINS ET MASSES MESURÉES INITIALES ET FINALES DES POISSONS.....	50
TABEAU 15. RÉSULTATS DES TESTS DE LA SONDE NITRATAX (HACH) LORS DE MESURES DE SOLUTIONS AUX CONCENTRATIONS CONNUES .	61
TABEAU 16. RÉSULTATS DES TESTS DE LA SONDE NICO (TRIOS) LORS DE MESURES DE SOLUTIONS AUX CONCENTRATIONS CONNUES.....	63
TABEAU 17. QUALITÉ DE LA PRÉDICTION DES CONCENTRATIONS EN NITRATES AU SEIN DE L'AQUARIUM EN FONCTION DU NOMBRE DE POINTS DE RÉINITIALISATION EN COURS D'EXPÉRIMENTATION.....	73

1 INTRODUCTION

L'agriculture conventionnelle ne répond plus aux attentes des citoyens. D'un côté, le cadre législatif de protection de l'environnement se durcit, de l'autre, le consommateur s'oriente progressivement vers une nourriture biologique et locale, et émet le souhait d'un lien renoué avec le producteur. La surface cultivée en culture biologique en Europe, qui est passée de 0,06% en 1990 à 0,9% en 2000 et à 2,5% en 2014, illustre cette tendance (FIBL & IFOAM INTERNATIONAL, 2016).

Récemment, le développement de la technologie a rendu possible des avancées majeures dans le domaine de l'agriculture (Alderman, 2015). L'agriculture de précision s'est énormément développée au cours des 20 dernières années afin d'augmenter les rendements et les profits tout en diminuant les impacts environnementaux de l'agriculture traditionnelle (McBratney, et al., 2005). Parallèlement, les avancées technologiques ont entraîné l'apparition de nombreuses techniques agricoles innovantes telle que l'hydroponie (Kozai, et al., 2016).

L'hydroponie est une technique agricole intensive qui permet une production annuelle jusqu'à 100 fois plus importante. Ces rendements sont rendus possibles grâce à la verticalisation des cultures mais aussi grâce à une production non-interrompue et un environnement entièrement contrôlé offrant des conditions de croissance optimales, tout en diminuant drastiquement le risque de pertes (Kozai, et al., 2016). La production horticole de laitues en hydroponie nécessite toutefois des solutions nutritives enrichies en nutriments et consomme jusqu'à 4 litres d'eau pour la production d'un plant de 400 grammes (Kozai, et al., 2016 ; Soares, et al., 2015).

L'élevage de précision s'est aussi développé afin de répondre aux besoins de l'agriculteur moderne. Celui-ci continue de faire ses preuves en facilitant le travail de l'éleveur, tout en améliorant la qualité de vie des animaux, très recherchée aujourd'hui (Hostiou, et al., 2014).

Malgré ces avancées technologiques, un domaine de production réagit plus lentement que les autres, l'aquaculture. En 2013, la consommation mondiale de protéines animales était à 17% issue de poissons. La demande en protéines augmentant avec l'amélioration des niveaux de vie, la consommation mondiale de poissons ne cesse de croître. Cependant, la pêche totale de poissons sauvages stagne autour des 90 millions de tonnes par an depuis 1980. L'industrie de l'aquaculture a permis à l'offre de suivre la demande sans intensifier les pressions de la pêche sur les milieux

naturels. En effet, alors qu'elle ne fournissait que 7% de la production en 1974, elle en fournissait 44,1% en 2014 (FAO, 2016).

Dans les meilleures installations d'aquaculture, il faut 300 litres d'eau fraîche pour produire un kilogramme de poisson (FAO, 2015). De plus, ces installations consomment et rejettent sous forme d'eaux usées 3% à 10% de leur volume total par jour (Zhen, et al., 2015). Ainsi, un élevage en eau douce travaillant à des densités de 275 poissons/m³, et d'une capacité totale de 5000 m³ évacue au moins 15 m³ de rejets par jour (Lin & Yi, 2003). Ceux-ci sont enrichis en nutriments et en composants organiques et inorganiques.

L'expansion de l'aquaculture s'accompagne d'une explosion d'études relatant les effets négatifs du secteur sur l'environnement (Piedrahita, 2003). Les rejets provoquent l'eutrophisation des écosystèmes aquatiques. Les algues à croissance rapide envahissent alors le milieu, le privant d'oxygène et de lumière pour les autres organismes (Diaz, et al., 2012).

1.1 AQUAPONIE

L'aquaponie est une technique de production agricole qui combine l'élevage en aquaculture avec la culture en hydroponie. Ces deux systèmes sont les plus productifs dans leurs domaines respectifs (FAO, 2014). En les couplant, les déchets disparaissent en devenant les intrants du procédé suivant (Chapman, et al., 2012). Les nutriments nécessaires à la croissance des plantes proviennent alors de la transformation en éléments assimilables par des populations bactériennes des déchets produits par les macroorganismes aquatiques. Ce processus permet de créer un écosystème complet et équilibré où trois règnes d'organismes coexistent en symbiose. Finalement, les besoins en eau et en nutriments sont drastiquement réduits (FAO, 2014).

1.1.1 HISTORIQUE

L'aquaponie, bien que largement développée par l'homme aujourd'hui, exploite un phénomène naturel, omniprésent sur notre planète. Que ce soit en eau douce ou en milieu marin, les excréments produits par les macroorganismes aquatiques sont ensuite minéralisés par les populations bactériennes. Les végétaux absorbent ensuite les éléments minéraux et l'eau s'en trouve purifiée (Scott, 2002).

Les premières traces d'aquaponie domestique remontent toutefois à 1500 ans, en Asie et en Amérique du Sud, sous des formes beaucoup plus simples que celles utilisées aujourd'hui. A cette époque, les asiatiques élevaient leurs canards dans des cages au-dessus de leurs élevages de poissons, afin que les déchets des uns nourrissent les autres. L'eau enrichie des bassins servait ensuite à irriguer les cultures de riz. Au Pérou, les Incas créaient des étangs à poissons avec des îles cultivables. Dans les régions de hauts plateaux, le climat est froid avec des étés pluvieux et des hivers secs et gelés. Les îlots de culture, gorgés d'eau enrichie d'excréments d'oiseaux attirés par ce milieu artificiel, offraient des rendements impossibles à atteindre autrement dans cette région (Scott, 2002).

Ce n'est qu'autour de la fin des années 1970 que l'aquaponie regagna l'intérêt du public et de la communauté scientifique, encouragée par la recherche de solutions aux problématiques environnementales et grâce à l'amélioration des techniques d'hydroponie et d'aquaculture (FAO, 2014 ; Scott, 2002).

1.1.2 L'AQUAPONIE ACTUELLE, SES LIMITES ET SES PISTES D'AMÉLIORATIONS

Actuellement, les systèmes aquaponiques commerciaux sont encore très rares. Ces derniers sont bien souvent abandonnés rapidement, les profits n'atteignant pas des valeurs viables. Les rares installations qui survivent pratiquent généralement la monoculture de basilics ou de laitues. Aujourd'hui, l'aquaponie est majoritairement présente dans les domaines de l'éducation et de la recherche (FAO, 2014).

Si l'aquaponie n'est aujourd'hui pas plus répandue, c'est parce que la technique est encore nouvelle et peu optimisée (Chapman, et al., 2012). Par souci de rentabilité, les installations actuelles travaillent avec de très hautes densités de poissons. Ces dernières requièrent alors un certain niveau technologique, ce qui les rend compliquées et coûteuses (FAO, 2014). De plus, les systèmes à recirculation d'eau travaillent en cycle fermé. Cela favorise la propagation et l'entretien de problèmes liés aux populations ou aux paramètres de la solution. Ces propriétés dynamiques des systèmes clos entraînent trop souvent des instabilités qui peuvent engendrer des conséquences désastreuses (Wik, et al., 2009).

Ces problèmes peuvent être évités par une analyse approfondie et une compréhension complète du système. Cependant, à ce jour, peu de recherches académiques concernant la modélisation

mathématique ont été menées et c'est surtout par expérience que les systèmes existants fonctionnent (Bobak & Kunze, 2016 ; FAO, 2014).

1.2 MODÉLISATION

L'optimisation basée sur des hypothèses et testée sur des systèmes réels s'avère laborieuse et coûteuse. Les modèles informatiques, validés sur des sets de données expérimentales, se montrent très utiles dans la mise en place d'outils d'aide à la décision. Cependant, au vu de la complexité de l'installation, les modèles dynamiques de chaque composante du système sont requis afin d'obtenir un modèle global représentatif (Wik, et al., 2009).

Les modèles informatiques appliqués à l'aquaculture se sont développés au cours des dix dernières années, avec une prépondérance pour les systèmes sans traitement des eaux usées (Wik, et al., 2009). Les modèles adaptés à l'hydroponie sont apparus plus précocement et connaissent un véritable développement depuis plus de 25 ans (Kozai, et al., 2016).

Les études rapportant la mise en place de modèles aquaponiques couplant aquaculture et hydroponie restent toutefois rares et ces modèles n'ont pas été testés ou validés (Bobak & Kunze, 2016 ; Goddek, et al., 2016).

Les modèles aquaponiques permettent de comprendre, prédire et contrôler des phénomènes dynamiques complexes (Goddek, et al., 2016). Ceux-ci peuvent être utilisés, *a priori*, pour mettre en place un système expérimental ou, *a posteriori*, pour analyser les données mesurées (Wik, et al., 2009).

Comme exposé par Turchin (2001), la première étape de toute modélisation est de définir le problème à expliquer, en définissant les limites, les paramètres et les variables du système. Les installations aquaponiques, malgré leur complexité, peuvent être réduites à quelques variables clés telles que le poids des poissons, le poids des plantes, les concentrations en nutriments ou encore les paramètres de l'eau en différents points du système (Lennard & Leonard, 2006).

En ce qui concerne les concentrations en nutriments, l'équilibre du système peut être étudié sur base de l'azote uniquement. Dès lors, les poissons doivent produire autant d'azote que les plantes n'en consomment afin d'obtenir un système équilibré de ce point de vue (FAO, 2014). C'est pourquoi il est essentiel d'étudier le cycle de l'azote et d'en comprendre son importance et ses implications.

1.3 L'AZOTE

1.3.1 L'IMPORTANCE DE L'AZOTE EN AQUAPONIE

L'azote, est un des éléments constitutifs des protéines. Il est donc vital, pour tous les êtres vivants, aussi bien animaux que végétaux (FAO, 2014 ; Zhen, et al., 2015). Les engrais hydroponiques complets sont composés de 20% à 30% d'éléments azotés et sont responsables pour plus de 10% des coûts de production (Treftz & Omaye, 2015). En aquaculture seule, l'azote représente 50% à 70% des coûts de production et 70% de l'azote se retrouve dans les rejets, sous forme d'ammoniac (Zhen, et al., 2015).

L'aquaponie permet de récupérer les éléments nutritifs relâchés par les poissons afin de nourrir la croissance des plantes, tout en réduisant les coûts et les impacts environnementaux (Graber & Junge, 2009). L'azote peut, quant à lui, être utilisé comme indicateur de l'équilibre du système et de l'état des solutions nutritives (FAO, 2014).

1.3.2 LE CYCLE DE L'AZOTE

Le cycle de l'azote d'un système aquaponique commence par le nourrissage des poissons. Au plus la nourriture est riche en protéines, au plus celle-ci contient de l'azote. Une partie des protéines consommées par les poissons est absorbée pour la croissance des poissons, le reste est rejeté par l'urine, sous forme d'ammonium (FAO, 2014). Cette forme de l'azote est ensuite consommée et transformée en nitrites par une première génération de bactéries, présente dans l'eau et concentrée dans le biofiltre. L'ammonium et les nitrites sont hautement toxiques à partir de basses concentrations pour les poissons (Zhen, et al., 2015). Ils doivent donc rapidement être dégradés. Une seconde génération de bactéries transforme les nitrites en nitrates (Figure 1). Cette dernière configuration chimique est toxique à des concentrations 100 fois plus élevées que les deux précédentes et est la plus accessible pour les plantes (FAO, 2014).

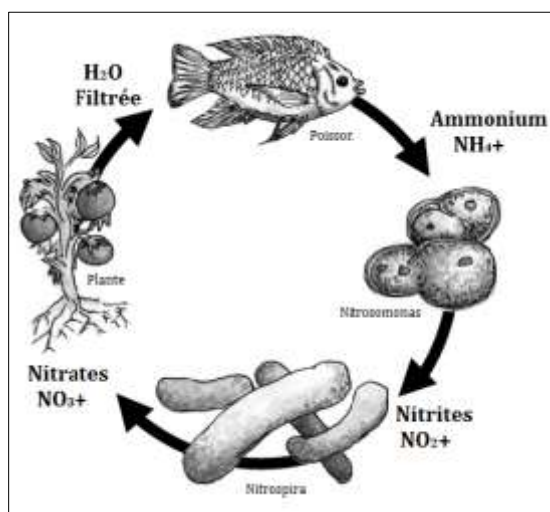


FIGURE 1. CYCLE DE L'AZOTE EN AQUAPONIE (WWW.AQUAPONICSPLAN.COM)

1.4 AUTOMATISATION ET RÉGULATION

Les systèmes aquaponiques deviennent vite très complexes et demandent énormément de temps et d'énergie. Une technologie d'automatisation adaptée permet de réduire considérablement l'intervention de l'homme tout en augmentant les rendements (Kumar, et al., 2016). Un système de suivi adapté permet également d'éviter les problèmes d'instabilité (Wik, et al., 2009). De plus, pour les études scientifiques, il est important de réguler les paramètres clefs du système, afin de les maintenir à leurs valeurs optimales, et ainsi, pouvoir étudier l'influence ou le comportement d'un paramètre isolé (Kozai, et al., 2016).

Kumar et al. (2016) ont montré qu'un système composé de capteurs, d'une base de données « cloud » et d'actionneurs, constitue un système fonctionnel pour les applications aquaponiques.

L'Internet des Objets fait référence à la communication et à la connexion d'objets physiques par l'intermédiaire de réseaux d'informations. L'IdO gagne en popularité depuis plusieurs années, dans les applications scientifiques et grand public, grâce aux avancées technologiques rapides dans ce domaine d'intérêt (Xia, et al., 2012).

Les développements métrologiques et les systèmes de références dédiés à l'aquaponie constituent la base d'architectures plus globales, d'applications de gestion dédiées. Au sein de ce type de systèmes

complexes, l'IdO présente un intérêt particulier. Divers utilisateurs, possédant des fonctions et droits différents peuvent accéder et interagir avec le système aquaponique à tout instant, par l'intermédiaire de multiples interfaces telles que le smartphone ou l'ordinateur. Cela permet de rassembler les tâches plus compliquées vers un noyau spécialisé afin d'alléger la quantité de travail de l'utilisateur. Pour permettre à l'aquaponie d'évoluer en ce sens, il est important de réaliser des études dont la volonté est de développer des modèles mathématiques et de l'expertise métrologique dans ce domaine d'intérêt.

1.5 OBJECTIFS

L'objectif principal de ce travail est de développer et d'implémenter, dans un environnement logiciel mathématique généraliste, un modèle aquaponique évolutif permettant dans un premier temps de décrire les dynamiques couplées des cycles de l'azote au sein des compartiments végétal et animal du système.

Dans cette optique, un système aquaponique expérimental de petite taille sera mis en place, instrumenté, observé et régulé pour certains paramètres, en vue de produire un ensemble de données. Ces dernières sont nécessaires à l'acquisition d'expertise sur la dynamique de l'azote et permettent l'ajustement paramétrique du modèle.

2 MATÉRIEL ET MÉTHODE

2.1 MODÈLE

2.1.1 INTRODUCTION

Le modèle réalisé dans le cadre de ce travail est développé dans l'environnement de programmation © *Matlab R2016a*, particulièrement adapté au calcul matriciel.

Le modèle se présente en un système d'équations différentielles, résolues numériquement par rapport au temps, à l'aide de la méthode des différences finies. Afin de rendre le modèle modulable et applicable à différents systèmes aquaponiques, ce dernier est structuré en un ensemble de fonctions facilement adaptables. Le paragraphe 2.1.2 présente l'organigramme du modèle.

Dans le cadre du travail présenté ici, le système aquaponique est modélisé comme deux unités indépendantes, interagissant seulement selon des conditions particulières. Ces deux sous-systèmes sont l'aquaculture et le système hydroponique. La modélisation se base sur les littératures relatives à ces deux domaines d'intérêt. La démarche adoptée est de se baser sur les modèles de croissance de poissons et ceux de plantes et de les coupler, plutôt que de privilégier le recours à des modèles aquaponiques globaux déjà développés par ailleurs. Cette décision est justifiée par la trop grande spécificité des modèles aquaponiques identifiés dont les objectifs diffèrent de ceux recherchés. Cette manière de travailler présente également l'avantage d'une très grande flexibilité.

Le but du programme est de modéliser au mieux la dynamique de l'azote au sein du système ainsi que la productivité et l'équilibre de ce dernier. C'est pourquoi, les variables d'état modélisées sont les masses des poissons et des laitues, les différentes concentrations en nitrates et les volumes en eau des unités. D'autres variables intermédiaires de calcul sont nécessaires et font également partie de la modélisation.

Afin de pouvoir vérifier au mieux les résultats, les paramètres non modélisés se présentent sous forme de vecteurs, utilisés comme entrées du modèle. Parmi ceux-ci, se retrouvent l'évapotranspiration, la quantité de nourriture des poissons, la répartition de l'intensité lumineuse, les quantités d'engrais azoté ajoutées, les paramètres mesurés de l'eau de l'aquarium et de la solution hydroponique et les paramètres atmosphériques dans la chambre de culture.

Enfin, les équations présentées au paragraphe 2.1.3, sont adaptées au dispositif aquaponique expérimental développé dans le cadre de ce travail et décrit au paragraphe 2.2.

2.1.2 ORGANIGRAMME DU MODÈLE

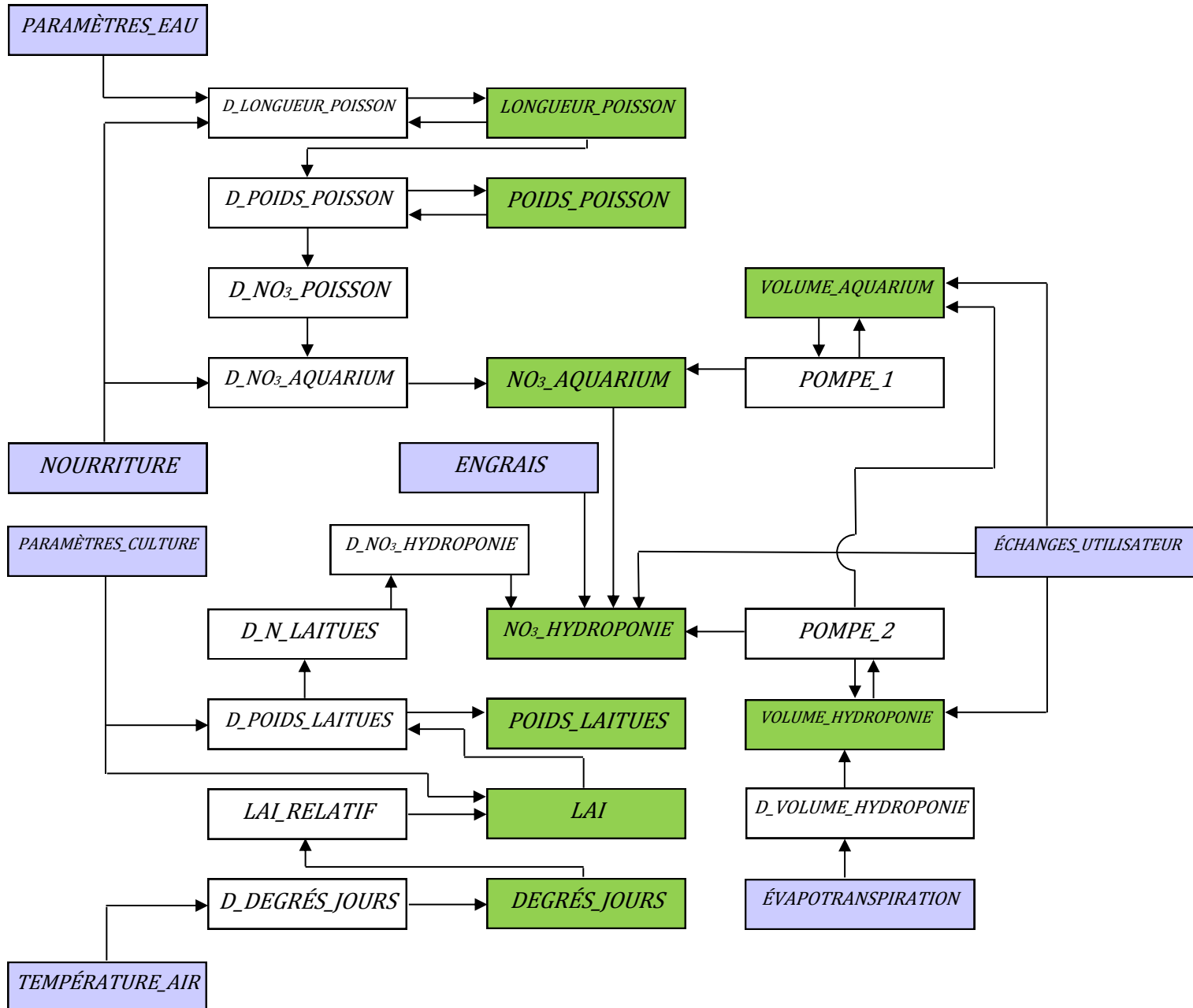


FIGURE 2. ORGANIGRAMME DU SYSTÈME AQUAPONIQUE GLOBAL, TEL QUE MODÉLISÉ. LES CASES GRISÉES REPRÉSENTENT LES ENTRÉES DU MODÈLE, LES CASES VERTES REPRÉSENTENT LES VARIABLES D'ÉTAT ET LES BLANCHES REPRÉSENTENT DES FONCTIONS (ÉQUATIONS)

2.1.3 EQUATIONS DU MODÈLE

2.1.3.1 Echanges de matière : généralités

Le système aquaponique étudié ici est un système aquaponique découplé. Ce dernier présente l'avantage de pouvoir offrir deux sous-systèmes séparés physiquement et contrôlables indépendamment. De cette manière, les systèmes hydroponiques et aquaponiques peuvent être amenés à leurs conditions optimales de fonctionnement, sans influencer le reste du système. Les échanges de matière sont alors effectués uniquement lorsque cela s'avère nécessaire (Goddek, et al., 2016).

Les évolutions des caractéristiques des différentes parties du système sont étudiées par bilan de matière. Cette méthode est couramment utilisée en modélisation de systèmes biologiques et particulièrement pour les flux d'eau et de nutriments (Neto & Ostrensky, 2013).

Selon ce principe, une quantité quelconque en un sous-système s , au temps t est égale à celle du pas de temps précédent ($Q_{s,t-1}$) à laquelle sont ajoutés les entrées ($Q_{in,s,t-1}$) et sont retirés les sorties ($Q_{out,s,t-1}$) (Équation (1)). Dans le cadre de cette expérience, deux sous-systèmes sont considérés, l'aquaculture et le système hydroponique.

$$Q_{s,t} = Q_{s,t-1} + Q_{in,s,t-1} - Q_{out,s,t-1} \quad (1)$$

2.1.3.2 Échanges d'eau

2.1.3.2.1 Généralités

L'équation (1) de bilan de matière est appliquée à l'eau afin de calculer les volumes des sous-systèmes à chaque itération. La sortie d'eau principale du système se fait sous forme de vapeur d'eau, par évapotranspiration. Dès que 3 litres d'eau viennent à manquer dans le système

hydroponique, un flux d'eau de 3 l/h s'active entre les deux sous-systèmes. Une fois le système hydroponique rempli, l'aquarium se remet à niveau à son tour, mais cette fois-ci instantanément, afin de simuler l'action humaine de remplissage à gros débit.

Un second flux entre l'aquarium et le système hydroponique est prévu, afin de permettre à l'utilisateur l'encodage d'échanges manuels. Toutefois, si ce dernier encode un échange trop important, l'excédent d'eau sort du système hydroponique par débordement. Les échanges d'eau sont représentés en Figure 3.

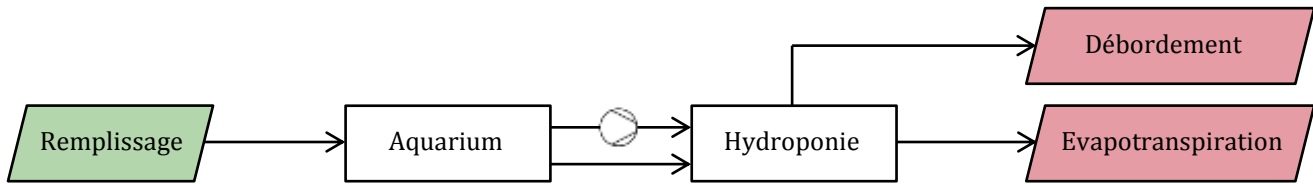


FIGURE 3. ORGANIGRAMME DES ÉCHANGES D'EAU MODÉLISÉS DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET

2.1.3.2.2 Evapotranspiration

L'évapotranspiration du système n'a pas été modélisée dans le cadre de ce travail. Les conditions d'écoulement d'air et d'eau sont extrêmement complexes et les supports utilisés sont trop peu réguliers. Pour ces raisons, aucun modèle existant ne peut être adapté aisément au système et la modélisation de l'évapotranspiration mériterait un travail à part entière. Afin de fournir au modèle des valeurs de ce paramètre essentiel, celui-ci a été mesuré tout au long de l'expérience, par l'intermédiaire des ajouts en eau de l'utilisateur dans le système. Une relation temporelle a été mise en équation afin d'approcher au mieux les valeurs réelles. Dès lors, cette relation est valable uniquement dans le cadre de cette expérimentation. Elle se présente sous la forme de deux équations empiriques. La première fournit une valeur stable, qui correspond à l'évaporation du système. La seconde représente la transpiration des plantes et observe une croissance similaire au développement des laitues. La relation est définie en équation (2) où ET est l'évapotranspiration, exprimée en $ml.h^{-1}.salade^{-1}$.

$$\left\{ \begin{array}{ll} ET = 70 & \text{si } t \leq 427 \text{ h} \\ ET = 0,0695 * e^{(0,0042*t)} & \text{si } t > 427 \text{ h} \end{array} \right. \quad (2)$$

2.1.3.3 Dynamique de l'azote

2.1.3.3.1 Généralités

La dynamique de l'azote dans le système est modélisée par bilan de masses. Le modèle calcule les quantités totales d'azote, en milligrammes (mg), au sein des différents compartiments du système à chaque instant. Ensuite, ces dernières sont divisées par les volumes d'eau au sein de ces mêmes compartiments afin de déterminer les concentrations en partie par million (ppm). Les nitrates sont la forme prédominante de l'azote dans un système aquaponique (FAO, 2014). C'est pourquoi, le modèle prend uniquement en compte, à ce stade, cette forme chimique.

Il y a trois entrées d'azote possibles dans le système. La première source provient des composants azotés des protéines présentes dans la nourriture des poissons. L'azote excédentaire à la croissance des poissons est ensuite excrété par les poissons et va se retrouver à 85% sous forme de nitrates dans l'eau de l'aquarium après transformation par le biofiltre. Les 15% restants se trouvent sous forme insoluble. La seconde source est l'eau de remplissage de l'aquarium qui contient initialement une faible quantité en nitrates. Une troisième source d'azote a pour origine les engrais ajoutés par l'utilisateur, directement dans la solution hydroponique. La seule perte d'azote possible envisagée par le modèle vient des débordements, engendrés par des échanges d'eau trop importants. Aux valeurs de pH de l'eau de l'aquarium, l'azote non transformé en nitrates se trouve principalement sous forme non volatile. C'est pourquoi, les pertes gazeuses sont considérées comme négligeables et ne sont pas prises en compte.

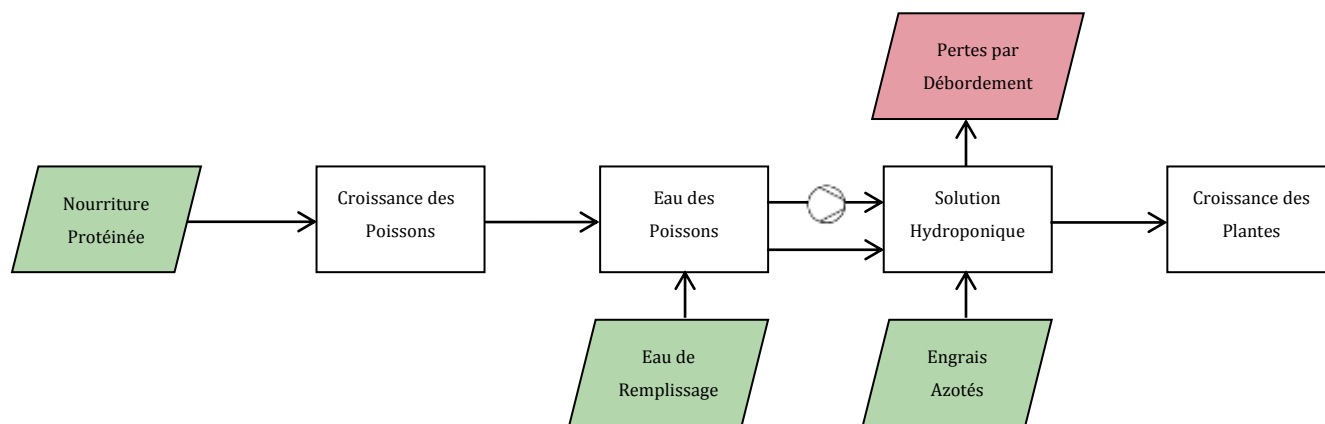


FIGURE 4. ORGANIGRAMME DE LA DYNAMIQUE DE L'AZOTE DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET, TELLE QUE MODÉLISÉE

2.1.3.3.2 Production d'azote : aquarium

La teneur en azote de la nourriture des poissons a été mesurée par la méthode de Kjeldahl. Quatre échantillons d'approximativement 1 gramme ont été prélevés afin de réaliser la manipulation. Les résultats de l'analyse sont présentés en annexe 1. Sur cette base, la moyenne de la teneur en azote de la nourriture utilisée dans le modèle vaut 5,69%.

À chaque nourrissage, les équations (3) à (7) sont utilisées afin de modéliser l'évolution de la concentration en nitrates au sein de l'aquarium. Dans ces formules, W_x représente une masse. Les valeurs des variables apparaissant dans les équations, ainsi que leurs sources, sont reprises dans le Tableau 1.

$$N_{ingéré,t}[g] = W_{nourriture,t}[g] * \%N * (1 - \epsilon_{pertes}) \quad (3)$$

$$N_{absorbé,t}[g] = \Delta W_{poissons,t}[g] * \%muscles * \%prot_{poisson} * N_{prot} \quad (4)$$

$$N_{rejeté,t}[g] = N_{ingéré,t}[g] - N_{absorbé,t}[g] \quad (5)$$

$$N_{rejeté,t}[mol] = N_{rejeté,t}[g] * (1 - \epsilon_{insoluble}) * M_N^{-1} \quad (6)$$

$$NO_{3rejeté,t}[g] = N_{rejeté,t}[mol] * M_{NO_3}^{-1} \quad (7)$$

TABLEAU 1. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DE LA PRODUCTION D'AZOTE DU MODÈLE

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	$\%N$	Taux d'azote de l'aliment donné	Mesuré	0,0569	g/g
2	ϵ_{pertes}	Proportion de nourriture non ingérée	(Wik, et al., 2009)	0,02	-
3	$\%muscles$	Taux musculaire moyen du poisson	(Jebsen, 1962)	0,5	g/g
4	$\%protéines$	Taux de protéines du muscle	(Jebsen, 1962)	0,2	g/g
5	N_{prot}	Taux de conversion servant à obtenir l'azote contenu dans les protéines	(Jebsen, 1962)	1/6,25	-
6	$\epsilon_{insoluble}$	Taux d'azote excrété sous forme insoluble par les excréments solides	(Perlman & Goldstein, 1988)	0,15	-
7	M_N	Masse molaire de l'azote	Connue	14	g/mol
8	M_{NO_3}	Masse molaire du nitrate	Connue	62	g/mol

2.1.3.3 Consommation d'azote : système hydroponique

À chaque itération, les équations (8) à (10), où W_x représente une masse, servent à modéliser l'évolution de la concentration en nitrates au sein de la solution hydroponique. Les valeurs des variables apparaissant dans les équations, ainsi que leurs sources, sont reprises dans le Tableau 2.

$$N_{absorbé,t}[g] = \Delta W_{salades,t}[g] * \%prot_salade * N_{prot} \quad (8)$$

$$N_{absorbé,t}[mol] = N_{absorbé,t}[g] * M_N^{-1} \quad (9)$$

$$NO_3_{absorbé,t}[g] = N_{absorbé,t}[mol] * M_{NO_3}^{-1} \quad (10)$$

TABLEAU 2. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DE LA CONSOMMATION D'AZOTE DU MODÈLE

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	$\%prot_salade$	Taux de protéines	(Sosulski & Imafidon, 1990)	0,015	g/g
2	N_{prot}	Taux de conversion servant à obtenir l'azote contenu dans les protéines	(Jebsen, 1962)	1/5,14	-
3	M_N	Masse molaire de l'azote	Connue	14	g/mol
4	M_{NO_3}	Masse molaire du nitrate	Connue	62	g/mol

2.1.3.4 Croissance des poissons

La littérature concernant les modèles de croissance de poisson est abondante. La croissance du poisson a été modélisée par Von Bertalanffy (1938) comme étant le résultat de deux processus physiques opposés, le catabolisme et l'anabolisme. Les modèles de croissance des poissons fournissent typiquement des relations taille-poids, incorporant des paramètres à ajuster. Cette manière de procéder est encore aujourd'hui la plus répandue. Les modèles se différencient toutefois selon qu'ils s'appliquent à l'échelle de la population, à l'individu moyen, ou à un individu en particulier (Katsanevakis, 2006).

L'équation de croissance de Von Bertalanffy reste le modèle de croissance le plus communément accepté et répandu dans les études biologiques (Katsanevakis, 2006). Celle-ci est couramment appliquée à la croissance des poissons et plusieurs auteurs l'ont adaptée au cyprin doré (Lorenzoni, et al., 2007 ; Morgan & Beatty, 2007).

L'équation (11) de Von Bertalanffy a été sélectionnée pour sa robustesse et est présentée ci-dessous. Les valeurs des paramètres sont reprises dans le Tableau 3.

$$L(t) = L_{\infty} (1 - e^{-k(t-t_0)}) * f_limit_poissons \quad (11)$$

TABLEAU 3. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DU MODÈLE DE LA CROISSANCE DES POISSONS

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	L_{∞}	Taille adulte maximale	(Morgan & Beatty, 2007)	374,26	mm
2	k	Indice de vitesse de croissance	(Morgan & Beatty, 2007)	0,651	1/année
3	t_0	Âge des poissons au début de l'expérience	Ajusté	1,8	année

$L(t)$ est la longueur d'un individu au temps t , L_{∞} est sa longueur asymptotique, t_0 est l'âge théorique où $L(t) = 0$, et enfin, k est un coefficient de croissance.

La relation longueur-poids du cyprin doré est bien connue et a été décrite de nombreuses fois. L'équation retenue ici, a été mise en évidence par l'étude de Morgan & Beatty (2007) et permet au modèle de calculer l'évolution du poids des poissons à chaque instant (Équation (12)). W est le poids d'un individu et L sa longueur à un instant t donné.

$$W(t) = 1,168 * 10^{-6} * L(t)^{3,5077} \quad (12)$$

Afin d'obtenir l'accroissement, les valeurs correspondantes au pas de temps précédent de taille et de poids, respectivement, sont ensuite soustraites. Dans le cas du calcul de longueur des poissons, la différence est en plus multipliée par une fonction limitante, présentée en équation (13).

$$f_limit_poissons = \min(f_{temp}; f_{DO}; f_{NH_4^+}; f_{nourriture}; f_{NO_3^-}; f_{pH}) \quad (13)$$

Cette fonction sélectionne la valeur minimale des résultats d'autres fonctions, caractéristiques de l'état du système. Ces dernières fonctionnent sur base de mesures réelles, encodées par l'utilisateur et fournissent, à chaque itération, une valeur comprise entre 0 et 1. Leur fonctionnement et paramètres sont fournis en Tableaux 4 et 5, respectivement.

TABLEAU 4. FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES POISSONS

Fonction	Condition	Résultat
f_{temp}	$temp < temp_{min}$	0
	$temp < temp_{opt1}$	$(temp - temp_{min}) / (temp_{opt1} - temp_{min})$
	$temp < temp_{opt2}$	1
	$temp < temp_{max}$	$(temp_{max} - temp) / (temp_{max} - temp_{opt2})$
	sinon	0
f_{DO}	$DO < DO_{min}$	0
	$DO < DO_{opt}$	$(DO - DO_{min}) / (DO_{opt} - DO_{min})$
	sinon	1
$f_{NH_4^+}$	$NH_4^+ < NH_4^{+}_{crit}$	1
	$NH_4^+ < NH_4^{+}_{max}$	$(NH_4^{+}_{max} - NH_4^+) / (NH_4^{+}_{max} - NH_4^{+}_{crit})$
	sinon	0
$f_{nourriture}$	-	$dose_{fournie} / dose_{optimale}$
$f_{NO_3^-}$	$NO_3^- < NO_3^{-}_{crit}$	1
	$NO_3^- < NO_3^{-}_{max}$	$(NO_3^{-}_{max} - NO_3^-) / (NO_3^{-}_{max} - NO_3^{-}_{crit})$
	sinon	0
f_{pH}	$pH < pH_{min}$	0
	$pH < pH_{opt1}$	$(pH - pH_{min}) / (pH_{opt1} - pH_{min})$
	$pH < pH_{opt2}$	1
	$pH < pH_{max}$	$(pH_{max} - pH) / (pH_{max} - pH_{opt2})$
	sinon	0

TABEAU 5. VALEURS ET SOURCES DES PARAMÈTRES DES FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES POISSONS

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	$temp$	Température mesurée de l'eau	Mesurée	Variable	°C
2	$temp_{min}$	Température minimale de l'eau	(Ostrow, 2003)	0	°C
3	$temp_{opt1}$	Début de la plage optimale de température	(Ostrow, 2003)	18	°C
4	$temp_{opt2}$	Fin de la plage optimale de température	(Ostrow, 2003)	22	°C
5	$temp_{max}$	Température maximale de l'eau	(Ostrow, 2003)	30	°C
6	DO	Concentration mesurée en oxygène dissous dans l'eau	Mesurée	Variable	ppm
7	DO_{min}	Concentration minimale en oxygène dissous dans l'eau	(Aquasystematique, 2013)	4	ppm
8	DO_{opt}	Concentration optimale en oxygène dissous dans l'eau	(Aquasystematique, 2013)	8	ppm
9	NH_4^+	Concentration mesurée en ammonium dans l'eau	Mesurée	Variable	ppm
10	$NH_4^{+}_{crit}$	Concentration critique en ammonium dans l'eau	(Hargreaves & Tucker, 2004)	0.2	ppm
11	$NH_4^{+}_{max}$	Concentration maximale en ammonium dans l'eau	(Hargreaves & Tucker, 2004)	4	ppm
12	$dose_{fournie}$	Dose de nourriture réellement fournie	Mesurée	Variable	g
13	$dose_{optimale}$	Dose de nourriture optimale	Calculée	2%*poids	g
14	NO_3^-	Concentration mesurée en nitrates dans l'eau	Mesurée	Variable	ppm
15	$NO_3^{-}_{crit}$	Concentration critique en nitrates dans l'eau	(Westin, 1974)	60	ppm
16	$NO_3^{-}_{max}$	Concentration maximale en nitrates dans l'eau	(Westin, 1974)	3000	ppm
17	pH	pH mesuré de l'eau	Mesuré	Variable	-
18	pH_{min}	pH minimal de l'eau	(Ostrow, 2003)	6,8	-
19	pH_{opt1}	Début de la plage optimale de pH	(Ostrow, 2003)	7,2	-
20	pH_{opt2}	Fin de la plage optimale de pH	(Ostrow, 2003)	7,6	-
21	pH_{max}	pH maximal de l'eau	(Ostrow, 2003)	8	-

2.1.3.5 Croissance des plantes

Les modèles de culture sont très répandus. Ceux-ci présentent des concepts similaires et se différencient par leurs objectifs spécifiques, auxquels ils sont adaptés. Ils peuvent être classés selon différentes nomenclatures. Par exemple, les approches peuvent être empiriques ou mécanistes et prendre en compte plus ou moins de paramètres environnementaux (Dumont, 2014). La distinction peut aussi se faire par la spécificité à une culture ou à une technique de culture telle que l'hydroponie. Par exemple, Seginer (2003) présente un modèle complexe et spécifique de culture de laitues en serres, en milieu limité en azote.

La multiplicité de modèles et l'abondance de littérature rend le choix ardu. Cependant, dans le cas du travail présenté ici, la décision s'est faite dans le sens de la généralité et de la simplicité, le but étant de mettre en place un modèle global flexible et évolutif en complexité.

Le modèle de croissance SALUS est un modèle générique et n'est donc pas spécifique à une culture particulière (Dumont, 2014). La philosophie générale de ce dernier est plus large que l'application recherchée ici, puisqu'elle reprend des caractéristiques de sol et d'eau, des paramètres atmosphériques, et étudie des phénomènes sur plusieurs années (Basso, et al., 2014). C'est pourquoi, seules les équations adressant la croissance des plantes en ont été extraites et adaptées afin de correspondre à l'expérimentation. Les paramètres des équations, leurs unités, leurs sources et leurs valeurs sont présentés en Tableau 4.

La première équation calcule l'évolution d'un paramètre appelé le « Daily Thermal Time », qui est une version améliorée du degré-jour et qui prend en compte un paramètre supplémentaire, la température de développement optimale $T_{opt\ dev}$ (Équation (14)). T_{max} et T_{min} sont les températures maximale et minimale d'une journée donnée, et $T_{base\ dev}$ est la température minimale nécessaire au développement de la plante.

$$DTT(t) = \frac{(\min(T_{opt\ dev}, \max(T_{base\ dev}, T_{min})) + \min(T_{opt\ dev}, \max(T_{base\ dev}, T_{max})))}{2} - T_{base\ dev} \quad (14)$$

Le rapport entre le DTT actuel et le DTT nécessaire pour amener la plante à maturité est ensuite calculé (Équation (15)).

$$TT_{rel}(t) = DTT(t)/DTT(tot) \quad (15)$$

Grâce à ce rapport, l'indice de surface foliaire relatif (LAI_{rel}) est ensuite calculé (Équation (16)).

c_1 et c_2 sont des paramètres ajustés aux données expérimentales.

$$LAI_{rel}(t) = TT_{rel}(t)/(TT_{rel}(t) + e^{c_1 - c_2 * TT_{rel}}) \quad (16)$$

Le modèle de croissance des plantes présente également une fonction qui a pour but de prendre en compte les paramètres environnementaux réels afin de limiter le développement. Dans la même idée que le modèle de croissance des poissons, celle-ci sélectionne la plus petite valeur des résultats d'autres fonctions, compris entre 0 et 1 (Équation (17)). Le fonctionnement et les paramètres de ces fonctions sont fournis aux Tableaux 7 et 8, respectivement.

$$f_limit_plantes = \min(f_{temp_solution}; f_{DO}; f_{HR}; f_{NO_3^-}; f_{pH}) \quad (17)$$

L'équation (18) permet de calculer le LAI réel grâce au LAI_{rel} et au LAI maximum que peut atteindre la culture étudiée.

$$LAI(t) = LAI(t - 1) + (LAI_{rel}(t) - LAI_{rel}(t - 1)) * LAI_{max} * f_limit_plantes \quad (18)$$

C_{ext} est le coefficient d'extinction. Celui-ci sert à calculer la quantité de radiation non-interceptée par la culture. Il est calculé une fois et est fonction de la configuration de la plantation (Équation (19)). P_{pop} est la population de plantes et $RowSpc$ est l'écart entre les rangs.

$$C_{ext} = \max(0; 1,5 - 0,768 * (P_{pop} * RowSpc^2)^{0.1}) \quad (19)$$

Finalement, l'incrémentation de biomasse peut être calculée grâce à l'équation (20). RUE représente l'efficacité d'utilisation du rayonnement, S_{rad} est l'énergie radiative. FC est un facteur de conversion présent pour deux raisons. Premièrement, le modèle *SALUS* travaille avec une puissance radiative exprimée en $MJ.j^{-1}.m^{-2}$, alors que les mesures effectuées dans le système hydroponique sont fournies en $W.m^{-2}$. Un premier facteur adimensionnel de 0,0864 est nécessaire afin d'assurer la conversion. Deuxièmement, le modèle est prévu pour des cultures *outdoor*. Le spectre lumineux solaire se différencie fortement du spectre reproduit artificiellement. L'efficacité d'utilisation du rayonnement en culture *indoor* n'est dès lors pas comparable et il convient d'adapter sa valeur. Un paramètre multiplicatif supplémentaire est donc ajouté et ajusté sur les données expérimentales. Ce dernier a été fixé empiriquement à 4. Les deux coefficients ajoutés sont rassemblés ensemble sous le facteur de conversion FC . De plus, le facteur adimensionnel 0,5 est initialement présent dans les équations du modèle *SALUS*. Cependant, sa source n'est pas fournie par la documentation.

$$dBiomass(t) = 0,5 * FC * RUE * S_{rad} * (1 - e^{-C_{ext} * LAI}) * F_{CO_2} * f_limit_plantes \quad (20)$$

F_{CO_2} est une fonction de la concentration en CO_2 . Une formule permettant de calculer ce facteur est proposée par Brisson et al. (2009). Celle-ci est présentée en équation (21).

$$F_{CO_2} = 2 - e^{(\log(2 - \alpha_{CO_2}) - \frac{C_{CO_2} - 350}{250})} \quad (21)$$

TABLEAU 6. PARAMÈTRES DES ÉQUATIONS DU MODÈLE DE LA CROISSANCE DES PLANTES

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	$T_{opt\ dev}$	Température de développement optimale de la laitue	(Thompson, et al., 1998)	24	°C
2	$T_{base\ dev}$	Température minimale nécessaire au développement de la laitue	(Bierhuizen & Wagenvoort, 1974)	3,5	°C
3	T_{min}	Température minimale du pas de temps étudié	Mesurée	Variable	°C
4	T_{max}	Température maximale du pas de temps étudié	Mesurée	Variable	°C
5	$DTT(tot)$	Somme des degrés jour pour atteindre la maturité	(Lopes, et al., 2004)	800	°C
6	LAI_{max}	LAI maximum atteint par la culture	(Andriolo, et al., 2005)	4	m ² /m ²
7	P_{pop}	Densité de plantes	Mesurée	21,8	plantes/m ²
8	$RowSpc$	Espacement entre deux lignes de plants	Mesuré	0,2	m
9	c_1	Paramètre d'ajustement 1	Ajusté	6	-
10	c_2	Paramètre d'ajustement 2	Ajusté	7	-
11	RUE	Efficacité d'utilisation du rayonnement	(Tei, et al., 1996)	2,42	g/MJ
12	FC	Facteur de conversion	Ajusté	0,3456	-
13	S_{rad}	Energie radiative	Mesurée	Annexe	W/m ²
14	C_{CO_2}	Concentration en CO ₂	Mesurée	Variable	ppm
15	α_{CO_2}	Paramètre dépendant du métabolisme de la plante (C3 pour la laitue)	(Brisson, et al., 2009)	1,2	-

TABLEAU 7. FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES LAITIUES

Fonction	Condition	Résultat
f_{temp}	$temp < temp_{min}$	0
	$temp < temp_{opt1}$	$(temp - temp_{min}) / (temp_{opt1} - temp_{min})$
	$temp < temp_{opt2}$	1
	$temp < temp_{max}$	$(temp_{max} - temp) / (temp_{max} - temp_{opt2})$
	sinon	0
f_{DO}	$DO < DO_{min}$	0
	$DO < DO_{opt}$	$(DO - DO_{min}) / (DO_{opt} - DO_{min})$
	sinon	1
f_{HR}	$HR < HR_{min}$	0
	$HR < HR_{opt}$	$(HR - HR_{min}) / (HR_{opt} - HR_{min})$
	$HR < HR_{max}$	$(HR_{max} - HR) / (HR_{max} - HR_{opt})$
f_{pH}	$pH < pH_{min}$	0
	$pH < pH_{opt}$	$(pH - pH_{min}) / (pH_{opt} - pH_{min})$
	$pH < pH_{max}$	$(pH_{max} - pH) / (pH_{max} - pH_{opt})$
	sinon	0
$f_{NO_3^-}$	$NO_3^- < NO_{3^-}_{min}$	0
	$NO_3^- < NO_{3^-}_{opt}$	$(NO_3^- - NO_{3^-}_{min}) / (NO_{3^-}_{opt} - NO_{3^-}_{min})$
	sinon	1

TABLEAU 8. VALEURS ET SOURCES DES PARAMÈTRES DES FONCTIONS LIMITANTES DE LA CROISSANCE DES LAITIUES

Numéro	Symbole	Description	Source	Valeur	Unité
1	$temp$	Température mesurée de la solution	Mesurée	Variable	°C
2	$temp_{min}$	Température minimale la solution	(Thompson, et al., 1998)	10	°C
3	$temp_{opt1}$	Début de la plage optimale de température	(Brechner, et al., 2013)	24	°C
4	$temp_{opt2}$	Fin de la plage optimale de température	(Brechner, et al., 2013)	26	°C
5	$temp_{max}$	Température maximale de la solution	(Thompson, et al., 1998)	31	°C
6	DO	Concentration mesurée en oxygène dissous dans la solution	Mesurée	Variable	ppm
7	DO_{min}	Concentration minimale en oxygène dissous dans la solution	(Brechner, et al., 2013)	4	ppm
8	DO_{opt}	Concentration optimale en oxygène dissous dans la solution	(Brechner, et al., 2013)	7	ppm
9	HR	Humidité relative de l'air mesurée	Mesurée	Variable	%
10	HR_{min}	Humidité relative de l'air minimale	(Brechner, et al., 2013)	40	%
11	HR_{opt}	Humidité relative de l'air optimale	(Brechner, et al., 2013)	60	%
12	HR_{max}	Humidité relative de l'air maximale	(Brechner, et al., 2013)	80	%
13	pH	pH mesuré de la solution	Mesuré	Variable	-
14	pH_{min}	pH minimal de la solution	(Trejo-Tellez & Gomez-Merino, 2012)	5	-
15	pH_{opt}	pH optimal de la solution	(Brechner, et al., 2013)	5,8	-
16	pH_{max}	pH maximal de la solution	(Trejo-Tellez & Gomez-Merino, 2012)	10	-
17	NO_3^-	Concentration mesurée en nitrates dans l'eau	Mesurée	Variable	ppm
18	$NO_3^-_{min}$	Concentration minimale en nitrates dans l'eau	(Kacjan & Osvald, 2002)	100	ppm
19	$NO_3^-_{opt}$	Concentration optimale en nitrates dans l'eau	(Delaide, et al., 2016)	700	ppm

2.1.3.6 Opérations supplémentaires

2.1.3.6.1 Facteur de surdimensionnement

En fin de résolution, le modèle calcule un facteur de surdimensionnement sur base de l'équation (22). Celui-ci calcule le quotient de la quantité de nitrate totale produite par la quantité de nitrate totale consommée au cours de l'expérience. Cet indice est un indice du dimensionnement du système. Une valeur >1 indique que tout l'azote produit n'a pas été consommé. Il faudra alors prévoir plus de plantes ou moins de poissons. Une valeur <1 exprime l'inverse.

$$\text{Surdimensionnement} = \frac{NO_3^- \text{ produit total}}{NO_3^- \text{ consommé total}} \quad (22)$$

2.1.3.6.2 Comparaison avec les données expérimentales

L'utilisateur a la possibilité d'encoder des données expérimentales dans le modèle. Lorsque le modèle termine les calculs de prédictions, il compare alors les valeurs expérimentales et les valeurs modélisées, sous forme graphique. Une régression linéaire est fournie, ainsi que la valeur du coefficient de détermination¹. Les résultats du modèle sont considérés comme fiables si la droite calculée s'approche de l'équation $y = x$ et si son R^2 est élevé.

De plus, le modèle fournit l'erreur quadratique moyenne (RMSE), qui a été optimisée afin d'ajuster différents paramètres du modèle.

¹ En statistique, le coefficient de détermination (R^2) est une mesure de la qualité de la prédiction d'une régression linéaire (https://fr.wikipedia.org/wiki/Coefficient_de_d%C3%A9termination, visité le 31-07-2017).

2.2 SYSTÈME AQUAPONIQUE EXPÉRIMENTAL

2.2.1 GÉNÉRALITÉS

Le système aquaponique a été mis en place afin de produire des données expérimentales permettant de tester et étalonner le modèle mathématique. Différents systèmes existent et il convient d'en comprendre les avantages et les implications afin de choisir le plus adapté. Les plus complexes permettent d'atteindre des rendements plus importants mais nécessitent une compréhension avancée du système et requièrent souvent une aide technologique conséquente (FAO, 2014).

Les systèmes aquaponiques sont réapparus récemment, par le biais de l'aquaculture et grâce au développement de l'hydroponie. Les premiers systèmes d'aquaculture avec recirculation d'eau (RAS) sont apparus dans le début des années 1970, afin d'optimiser la consommation d'eau et rendre les installations indépendantes des bords de mers et rivières (Bohl, 1977). Rapidement, l'ammoniaque, déchet très toxique des poissons, est devenu problématique. Afin de résoudre cette complication, les biofiltres ont été développés. Ceux-ci contiennent des substrats à bactéries nitrifiantes, qui transforment l'ammoniac en nitrates. Le nitrate, bien que moins nocif, est toxique à partir de plus grandes concentrations, et sa gestion reste compliquée (Freitag, et al., 2015). Le développement technologique a alors été d'ajouter des filtres anaérobiques de dénitrification², ce qui a rendu les systèmes très complexes en suivi et en matériel (Martins, et al., 2010). Les besoins en eau fraîche n'ont toutefois pas été éliminés complètement et de l'eau riche en azote et en phosphore continue d'être rejetée dans l'environnement (Kloas, et al., 2015).

Les premières utilisations en hydroponie des eaux enrichies de l'industrie de l'aquaculture sont apparues autour des années 1975. Les premiers systèmes fonctionnaient en cycle fermé (SRAPS), l'eau circulant en continu entre les deux unités. Ces nouvelles installations ont diminué drastiquement les besoins en équipements de dénitrification, tout en faisant de la production végétale un profit supplémentaire (Rakocy, 2012).

Malgré les améliorations apportées, ce système n'est pas optimal. Le cycle fermé oblige les poissons et les plantes à se développer dans les mêmes conditions aquatiques. Les exigences des poissons

² La dénitrification est un processus microbien de respiration alternatif. Les bactéries satisfont leur besoin en oxygène par désoxygénation des ions nitrates. Elles produisent finalement du diazote. (<https://fr.wikipedia.org/wiki/D%C3%A9nitrification>, visité le 01-08-2017)

sont la priorité au sein ce type d'installations. Les plantes ne présentant pas les mêmes besoins, c'est surtout le pH trop basique et le manque de nutriments qui empêchent le bon développement végétal (Kloas, et al., 2015).

Afin d'offrir des conditions optimales aux productions animales et végétales, les systèmes aquaponiques découplés (DAPS) suscitent aujourd'hui un intérêt croissant. Ces systèmes, tels que présenté par Kloas et al. (2015) sont constitués de deux cycles fermés indépendants. L'eau enrichie de l'aquarium ne se déplace vers le système hydroponique que sur demande, et uniquement dans ce sens. L'eau évapotranspirée est récupérée au sein de la chambre de culture à l'aide d'un condenseur et utilisée comme eau fraîche pour l'aquaculture. À cause de cela, la culture végétale doit impérativement être réalisée en milieu clos.

Le système mis en place dans le cadre de ce travail est un système découplé pour les raisons évoquées ci-dessus et pour les contrôles indépendants qu'il offre sur les deux unités de production (Figure 5). L'expérience s'est déroulée du 20 mai 2017 au 07 juillet 2017, soit une période de 48 jours, ou 1152 heures, à partir du semis. Ce chapitre décrit les détails techniques des unités fonctionnelles ainsi que les paramètres de fonctionnement.

2.2.2 ORGANIGRAMME DU SYSTÈME

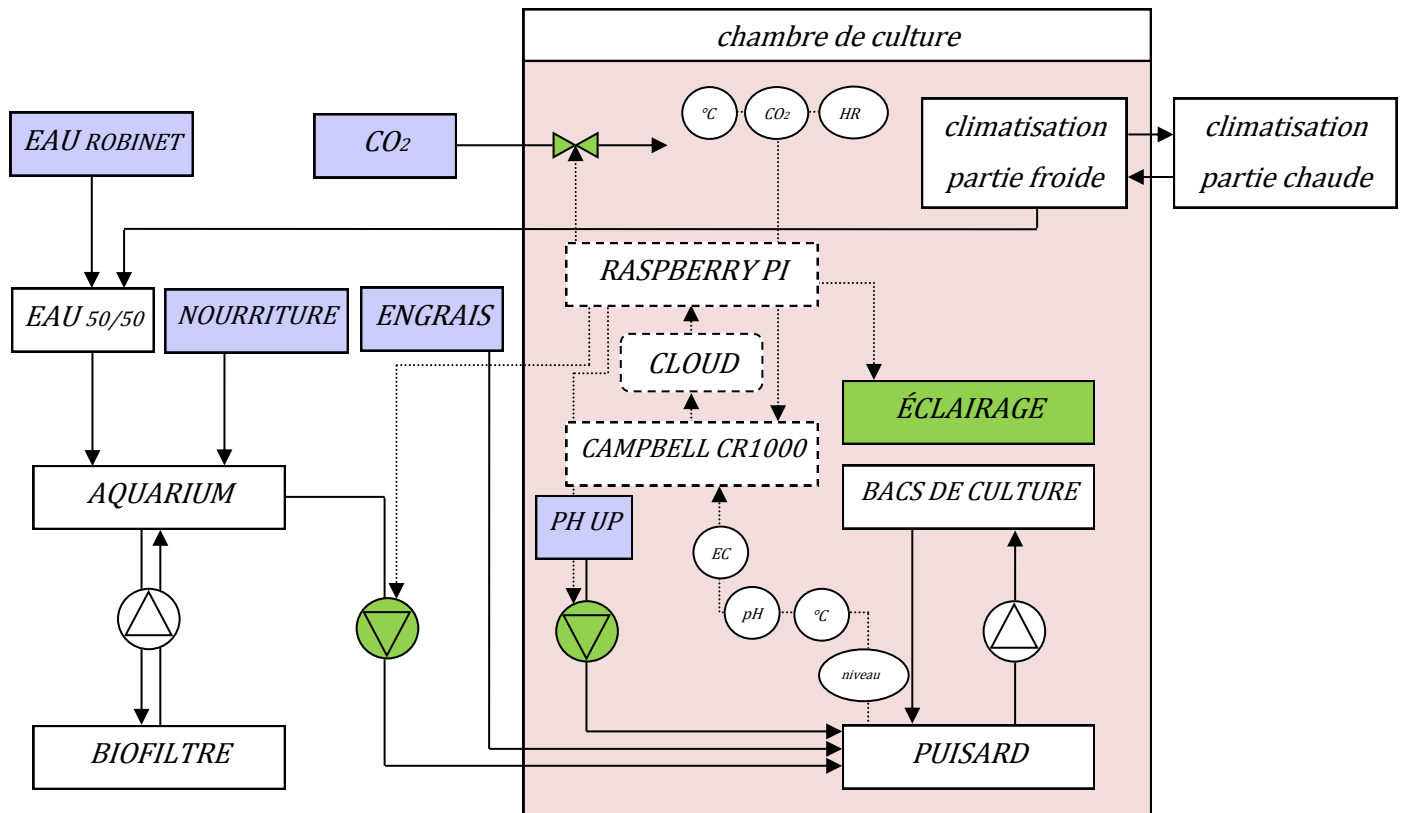


FIGURE 5. ORGANIGRAMME DU SYSTÈME AQUAPONIQUE COMPLET. LES CASES GRISÉES REPRÉSENTENT LES INTRANTS, LES TRAITS PLEINS REPRÉSENTENT LES FLUX DE MATIÈRE ET LES TRAITS POINTILLÉS, LES FLUX D'INFORMATIONS

2.2.3 AQUACULTURE

2.2.3.1 Aquarium

Les infrastructures des piscicultures sont variées. Certaines sont réalisées en cages, dans le milieu naturel, d'autres en bassins ou en bacs, en intérieur ou en extérieur. Dans le cadre de cette expérimentation, les objectifs recherchés étaient de mettre en place un système petit mais robuste et maîtrisé.

C'est pourquoi, l'aquarium, offrant une bonne visibilité sur le milieu et une grande facilité de manipulation, est apparu comme étant le meilleur candidat. De plus, l'aquariophilie propose un éventail d'outils d'entretien et d'utilisation spécialisés et bon marché.

Un aquarium de 240 l (121 cm x 41 cm x 55 cm) a été sélectionné.

2.2.3.2 Poissons

Si le poisson rouge traditionnel (*Carassius auratus*), ou cyprin doré, a notamment été sélectionné pour sa robustesse et la diversité d'études à son sujet, c'est surtout sa capacité à ingérer des quantités de nourriture abondantes qui fait de lui un excellent choix de producteur de nitrates.

Les règles classiques de l'aquariophilie conseillent 1 poisson rouge/50 l d'eau afin d'éviter de polluer l'eau trop rapidement. Cependant, le but étant ici de produire suffisamment de nutriments pour la croissance des plantes, c'est finalement 19 poissons rouges qui ont été introduits dans l'aquarium. Chaque poisson s'est vu photographié, pesé et attribué un identifiant en début d'expérience (Annexe 2).

2.2.3.3 Filtration

Le filtre interne initial de l'aquarium étant trop faible face à la population très élevée de l'aquarium, un filtre extérieur a été ajouté. Ce dernier est composé d'une cuve de 5 l contenant des composants

de filtration mécanique (mousses et ouates filtrantes) et biologique (céramique et pierres volcaniques). La pompe interne du filtre permet un débit de filtration de 1280 l/h.

2.2.3.4 Température

La température de l'aquarium est régulée grâce à un groupe froid d'aquariophilie *TECO TK 3000* de 750W à une valeur de 19 °C.

La régulation thermique de l'eau est essentielle pour 2 raisons. Premièrement, la température de la pièce et le fonctionnement des pompes tend à réchauffer l'eau. Cela a pour effet de diminuer la concentration en oxygène dissous, jusqu'à des valeurs dangereuses pour le poisson rouge, habitué aux eaux froides. Deuxièmement, au cours de l'expérience, différents capteurs sont utilisés et il convient de contrôler au mieux les conditions de prises de mesure. La température modifie généralement le comportement des capteurs.

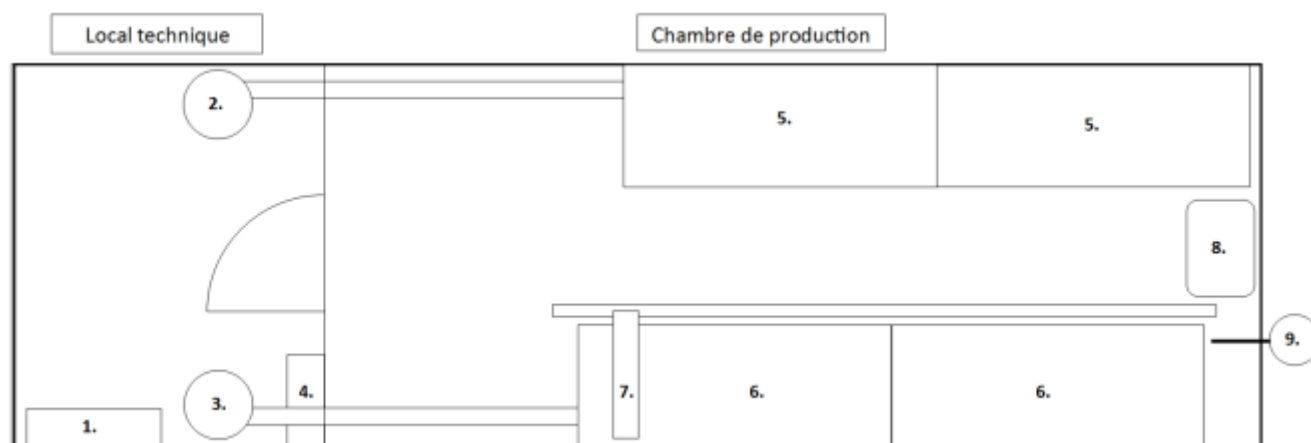
2.2.4 HYDROPONIE

2.2.4.1 Container

Afin de créer un milieu de culture où les conditions sont contrôlées, un conteneur maritime *Reefer* de 6 m a été aménagé pour la culture hydroponique expérimentale (Figure 6). Le local technique est séparé de la chambre de culture par une paroi de plexiglass afin de permettre aux utilisateurs de pouvoir travailler sans perturber les expérimentations en cours. La partie de production peut accueillir 2 expériences hydroponiques indépendantes simultanément. L'une est conçue pour la production, l'autre est équipée d'une caméra 3D afin de générer des données continues sur la croissance des plantes. Dans le cadre du travail aquaponique, c'est la partie productive qui a été exploitée.

Originellement conçu pour le transport alimentaire frais, le conteneur dispose d'une paroi isolée et étanche. L'isolation est nécessaire pour le contrôle thermique et l'étanchéité est indispensable à la maîtrise de la concentration en CO₂ de l'air. Le système HVAC (*Heating, ventilation and air conditioning*) d'origine du conteneur est conçu pour de grosses applications énergivores (nourriture congelée,...). Une climatisation de petite taille a été installée afin de diminuer la consommation et

assurer un meilleur contrôle de la température et de l'humidité relative, grâce à son collecteur d'eau de condensat.



- | | | | |
|----|--|----|---|
| 1. | Boîtier électrique, microordinateur et data logger | 6. | Système 2: plateaux (2) de production de basilics |
| 2. | Solution nutritive 1, capteurs et pompe | 7. | Caméra 3D sur son rail de déplacement |
| 3. | Solution nutritive 2, capteurs et pompe | 8. | Climatisation, partie froide |
| 4. | Pompes péristaltiques, réserves en eau et en pH+ | 9. | Réserve en CO2 |
| 5. | Système 1: étagères (6) de productions à laitues | | |

FIGURE 6. SCHÉMA DU CONTAINER

2.2.4.2 Système

Les systèmes hydroponiques sont variés et les architectures associées plus ou moins complexes. Les cultures sur film nutritif (NTF), les cultures flottantes sur raft (DWC) et les cultures sur lits de culture (media beds) restent toutefois les plus répandues et documentées. Diverses études ont montré que chacune de ces trois techniques était efficace dans la prise de nutriments lorsqu'elles étaient installées au sein d'infrastructures aquaponiques. Lennard & Leonard (2006) sont néanmoins les premiers à tester les trois techniques en parallèle au sein d'une expérimentation commune. De leur étude est ressorti que les cultures sur film nutritif sont 20% moins efficaces que les deux autres en termes d'élimination des nitrates. Les cultures sur lits et les cultures flottantes n'ont pas montré de résultats significativement différents.

Le système mis en place ici est un système en cultures flottantes. Les plantes se développent dans un substrat inerte, plongé directement dans la solution nutritive (Figure 7).

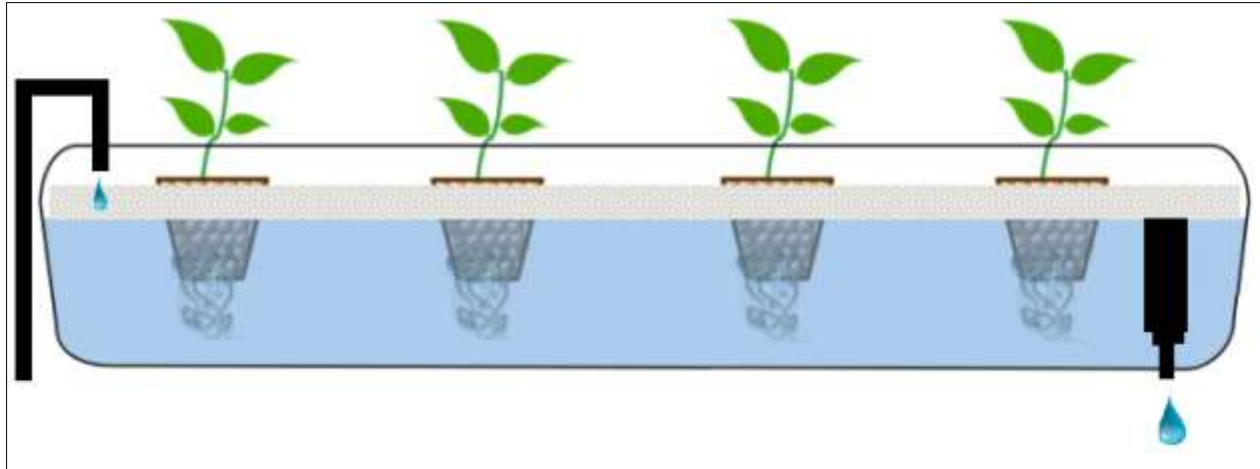


FIGURE 7. SCHÉMA D'UNE CULTURE FLOTTANTE OÙ LES RACINES SE DÉVELOPPENT IMMERGÉES DANS LA SOLUTION NUTRITIVE, QUI CIRCULE EN CONTINU DANS LE SYSTÈME EN QUITTANT LE BAC PAR DÉBORDEMENT

Le système complet est constitué de 6 bacs de 20 l (120 cm x 55 cm x 5 cm) et d'un puisard cylindrique unique d'un volume total de 50 l (40 cm x 40 cm), rempli à 10 l. L'installation complète comptabilise en tout 130 l de solution nutritive. Celle-ci est amenée dans les plateaux grâce à une pompe à membrane de 144 W, à pression contrôlée ($13 \text{ l} \cdot \text{min}^{-1}$ en circuit ouvert) de la marque Flojet et par l'intermédiaire d'un réseau de tuyaux de type Gardena. Le débit au sein de chaque étagère a été réglé sur $1 \text{ l} \cdot \text{min}^{-1}$ à l'aide de robinets, afin d'assurer l'homogénéité du flux. La solution quitte les bacs par débordement et rejoint le puisard par gravité, en empruntant un réseau de tuyaux PVC. Chaque bac est placé sur une étagère à modalité lumineuse différente (Figure 8).

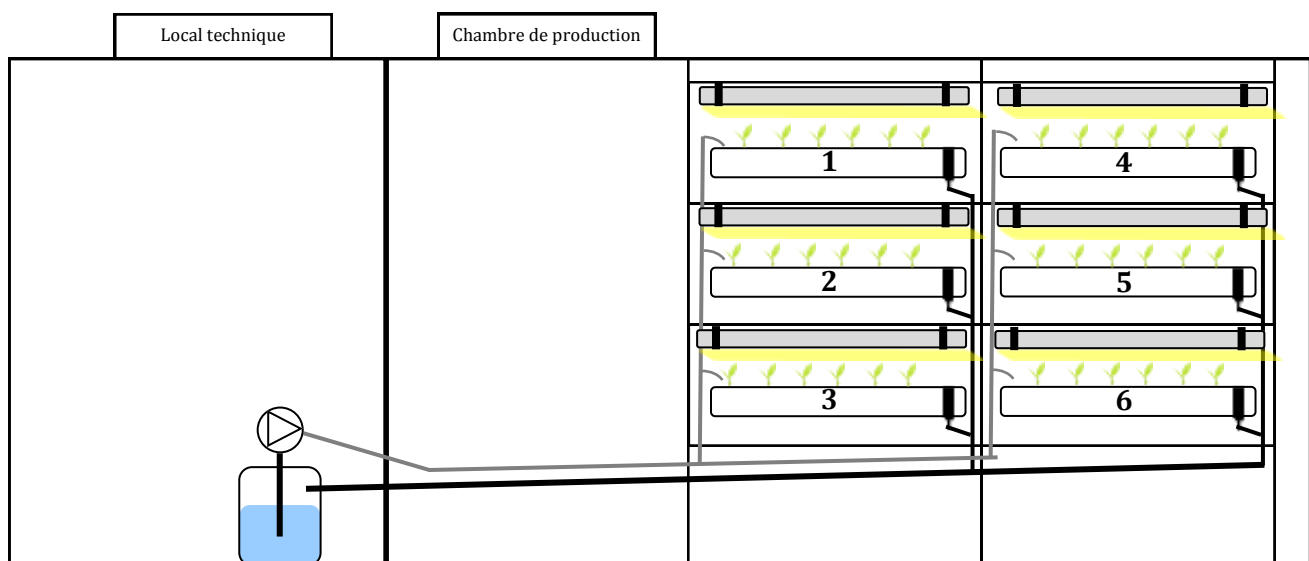


FIGURE 8. SCHÉMA DE L'INSTALLATION HYDROPONIQUE. UNE POMPE FONCTIONNE EN CONTINU AFIN DE FAIRE CIRCULER LA SOLUTION NUTRITIVE DANS LES 6 BACS DE CULTURE FLOTTANTE. UNE ÉTAGÈRE MESURE 127 CM DE LARGE, 46 CM DE HAUT ET 70 CM DE PROFONDEUR. L'EAU REVIENT PAR DÉBORDEMENT ET CHAQUE ÉTAGE PRÉSENTE UNE MODALITÉ LUMINEUSE DIFFÉRENTE

2.2.4.3 Plantes

La laitue a toujours été un excellent candidat pour la production hydroponique. Sa culture est maîtrisée et facile à intégrer dans un plan économique viable (FAO, 2014). De plus, celle-ci s'adapte à des conditions plus défavorables, dont des eaux plus pauvres en nutriments, ce qui en a fait une des cultures phare de l'aquaponie (Kloas, et al., 2015).

En début d'expérience, 96 laitues (*Lactuca sativa*) ont été semées, soit 16 plants par étagère. Le substrat utilisé est un substrat inerte composé de tourbe, d'écorce compostée et de polymère végétaux, de la marque *Rootit*.

Chaque étagère accueille un bac de culture en polypropylène sur lequel sont posés deux plateaux de mousse de polystyrène rigide percés de 23 trous chacun afin de laisser un degré de liberté quant à la disposition des cultures. Les laitues sont numérotées de 1 à 96, avec 16 plants par étagère, et suivant la logique numérique du schéma de la Figure 9.

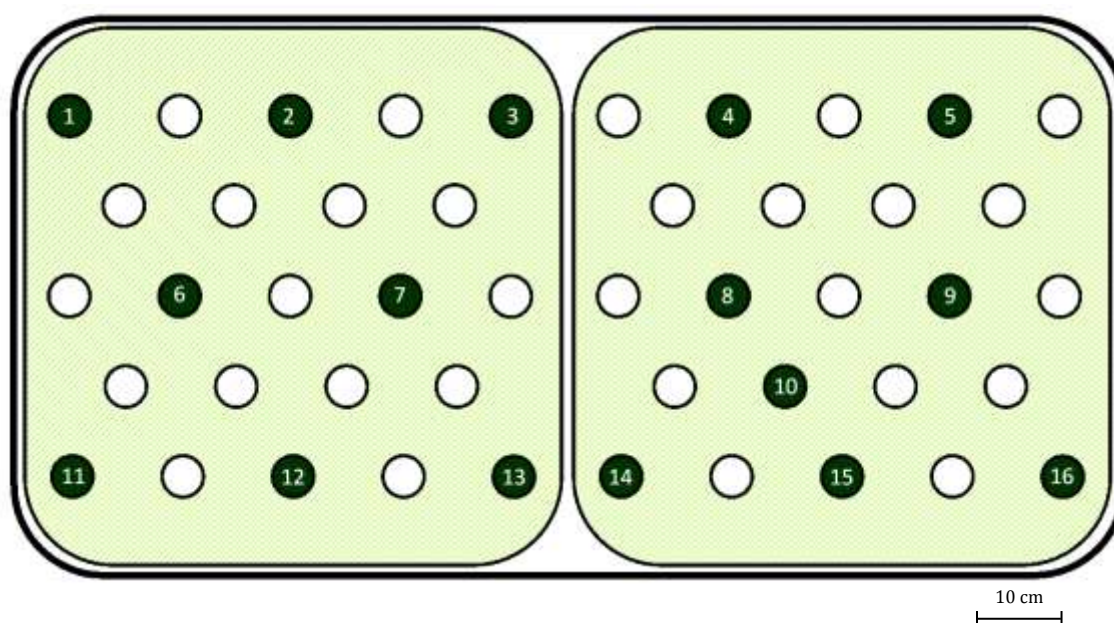


FIGURE 9. SCHÉMA DE PLANTATION DE L'ÉTAGÈRE N° 1, LES TROUS REMPLIS ET NUMÉROTÉS REPRÉSENTENT LES EMPLACEMENTS OCCUPÉS PAR UNE LAITUE

2.2.4.4 Lumière

Les conditions lumineuses de chaque étagère sont réglables individuellement. Les étagères 1, 2, 3, 5 et 6 peuvent accueillir jusqu'à 6 tubes LED 18W, la 4ème est équipée d'un plateau LED d'horticulture 40W (Panel SMD 30 cm x 120 cm). Afin de créer un environnement lumineux homogène au sein de chaque plateau, les parois internes des murs de l'installation ont été recouvertes d'un film réfléchissant. Enfin, les lumières s'allument 18 h par jour, de 06h00 à 00h00 dans le but de simuler des cycles jour-nuit.

En cours d'expérience, à 80% de la durée totale, les intensités lumineuses des trois étagères de gauche ont été augmentées significativement afin de pouvoir comparer les comportements réels avec ceux prédits par le modèle lors d'une modification lumineuse en cours de croissance. Afin de travailler dans les mêmes unités que le modèle, l'énergie lumineuse (PPFD) a été mesurée en $W.m^{-2}$, avant et après modification, au pied de chaque plant. Les valeurs sont présentées en Tableau 9.

TABEAU 9. MESURES DU PPFD AU PIED DE CHAQUE PLANT DE LAITUE, AVANT ET APRÈS LA MODIFICATION DU 26-06-2017

#	PPFD 1 [W/m ²]	PPFD 2 [W/m ²]	#	PPFD 1 [W/m ²]	PPFD 2 [W/m ²]	#	PPFD 1 [W/m ²]	PPFD 2 [W/m ²]
1	15,02	27,93	33	15,54	16,60	65	10,68	-
2	19,06	33,59	34	17,43	20,07	66	13,74	-
3	20,05	34,31	35	18,05	20,81	67	13,89	-
4	21,03	36,76	36	17,49	20,34	68	13,51	-
5	20,00	36,61	37	16,24	18,37	69	11,78	-
6	20,35	48,10	38	26,98	35,20	70	15,13	-
7	22,26	52,51	39	28,31	37,93	71	16,10	-
8	21,90	52,08	40	29,48	38,38	72	15,29	-
9	20,38	47,77	41	27,80	37,10	73	13,45	-
10	16,67	39,23	42	21,23	27,89	74	13,41	-
11	9,14	22,93	43	11,76	15,78	75	10,66	-
12	11,97	27,44	44	13,59	18,10	76	13,91	-
13	11,15	28,24	45	14,02	18,24	77	11,39	-
14	11,45	26,37	46	12,98	17,40	78	11,55	-
15	10,22	22,78	47	13,22	16,51	79	10,91	-
16	7,32	16,15	48	10,81	13,64	80	8,73	-
17	6,37	22,04	49	8,90	-	81	15,07	-
18	6,61	30,09	50	12,54	-	82	18,10	-
19	7,05	31,17	51	12,66	-	83	17,84	-
20	7,05	31,36	52	11,92	-	84	17,33	-
21	7,49	27,34	53	11,05	-	85	15,04	-
22	12,84	35,08	54	22,04	-	86	16,75	-
23	13,63	37,50	55	25,26	-	87	18,45	-
24	14,20	37,06	56	25,57	-	88	19,43	-
25	12,59	33,02	57	24,52	-	89	17,30	-
26	11,41	27,94	58	18,15	-	90	17,93	-
27	6,37	13,05	59	6,17	-	91	13,75	-
28	7,64	15,94	60	9,22	-	92	16,73	-
29	8,30	17,30	61	10,58	-	93	16,77	-
30	8,62	18,83	62	10,82	-	94	16,44	-
31	8,19	18,04	63	10,88	-	95	16,32	-
32	5,73	12,22	64	9,86	-	96	11,62	-

2.2.4.5 Solution nutritive

Les systèmes aquaponiques découplés offrent la possibilité de compléter la solution nutritive hydroponique. On parle alors d'aquaponie complémentée. Récemment, Delaide et al. (2016) ont montré que l'utilisation de solutions complémentées pouvaient fournir des taux de croissance jusqu'à 39% plus importants, en moyenne.

La solution hydroponique de départ a été préparée avec de l'eau de l'aquarium complémentée. Initialement à une conductivité, trop faible, de 390 $\mu\text{S}/\text{cm}$, l'eau a été amenée à 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ par ajout de quantités égales d'engrais *Hy-Pro A* (NPK : 2-0-1) et *Hy-Pro B* (NPK : 3-3-4). Finalement, la solution a été complémentée de 600 ml des deux engrais. De plus, au cours de l'expérimentation, la conductivité a été réajustée 3 fois (Tableau 10) à l'aide de l'engrais concentré *Aptus* « *All-in-one* » (NPK : 3-9-5).

En outre, une régulation de pH a permis de maintenir le pH au-dessus d'une valeur de 6, tout au long de l'expérience. La réserve de pH-up (KOH 50% dilué à 0,5%) étant partagée avec le second système expérimental, la quantité totale utilisée n'a toutefois pas pu être mesurée.

TABLEAU 10. AJOUTS D'ENGRAIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

Heure d'ajout	Engrais	Quantité (ml)
216	<i>Hy-Pro A + Hy-Pro B</i>	130 + 130
406	<i>Aptus</i>	100
911	<i>Aptus</i>	200

2.2.4.6 Atmosphère

La température et la concentration en CO₂ au sein de la chambre de culture étaient régulées. Dans le cadre de cette expérimentation, les températures étaient synchronisées sur les cycles jour-nuit, en descendant à 18°C la nuit et remontant à 21°C la journée. La consigne de la concentration CO₂ était réglée sur 1000 ppm. De plus, un réseau de ventilation assurait des conditions atmosphériques homogènes.

2.3 MESURES, ACQUISITION ET SERVEUR

Au cours de l'expérimentation, diverses variables d'état du système ont été mesurées. Certaines d'entre-elles l'étaient afin de mettre en place des systèmes de régulation, d'autres afin d'évaluer l'état de l'installation. Les mesures continues sont réalisées par l'intermédiaire d'une chaîne d'acquisition de données composée de capteurs installés en permanence sur l'installation et de deux data loggers *Campbell Scientific CR1000*. Le premier rassemble les données envoyées par plusieurs capteurs de température et d'humidité relative répartis dans la chambre de culture. Le second est dédié aux paramètres restants (concentration en CO₂, électro-conductivité, pH, température et niveau de la solution nutritive). Les valeurs sont ensuite envoyées et stockées sur un serveur cloud local. Les mesures réalisées ponctuellement et manuellement sont conservées par l'utilisateur, sur des supports informatiques personnels. Le Tableau 11 reprend les variables suivies et leurs spécificités.

Différents capteurs sélectionnés pour leur robustesse sur base de l'expérience acquise par l'unité d'Agriculture de Précision ont été testés sur l'unité hydroponique :

- pH-mètre à double membrane *Scientific*
- sonde à conductivité électrique *Décagon device 5TE*
- capteurs d'humidité digital *Sensirion SHT75*
- capteur à CO₂ à infrarouge *Gascard NG*

Au sein de l'aquarium, un capteur *Seneye* surveille en continu l'évolution de la température, de la concentration en ammoniac et du pH. Ce dernier fonctionne par mesures optiques réalisées sur un consommable mensuel. Ces capteurs présentent un grand potentiel car ils fournissent une mesure bon marché, sont extrêmement faciles à utiliser et les développements en cours annoncent un élargissement de la gamme des paramètres mesurables.

Certaines variables sont mesurées par plusieurs capteurs différents. C'est notamment le cas du pH, de l'électro-conductivité, de la température des solutions et des concentrations en nitrates. Les nitrates sont le centre de cette étude, et le paragraphe 2.5 est dédié à leur méthodologie de mesure. Les mesures des 3 autres paramètres ont été répétées 5 fois par semaine à l'aide d'un multimètre *Hach HQ40D* pour fournir des valeurs de référence servant à évaluer les différents capteurs immergés en continu.

En plus des paramètres cités ci-dessus et afin de pouvoir étudier les dynamiques de croissance des poissons et des laitues, des mesures ont été réalisées sur les poids et tailles, au cours de l'expérience.

Les poids ont été mesurés sur une balance analytique. Les poissons ont tous été pesés en début et en fin d'expérience. De plus, le plus léger, le plus proche du poids moyen et le plus lourd d'entre eux ont été pesés 8 fois supplémentaires au cours de l'expérience, approximativement toutes les 100 heures. Pour évaluer au mieux la croissance végétale, un planning de récolte a été établi. Celui-ci est fourni en Tableau 12. A chaque prélèvement, le poids frais et le poids sec de la partie aérienne de la plante ont été mesurés.

Afin d'évaluer la croissance en taille des poissons, un système d'acquisition automatique d'images a été mis en place à l'aide d'une webcam *Logitech HD* et du programme d'acquisition libre accès *Motion* sur le système d'exploitation *Linux*. Lorsqu'un poisson se déplace entre la caméra et le support de fond une variation importante de luminosité totale est détectée. Le programme enclenche alors une série rapide de photographies. Lorsque le mouvement est terminé, la meilleure image est alors sélectionnée selon les critères encodés par l'utilisateur et stockée. Une analyse d'image permet ensuite d'estimer la longueur du poisson, grâce aux repères connus du support (Figure 10).

TABEAU 11. TABLEAU PRÉSENTANT POUR CHAQUE VARIABLE MESURÉE, LE LIEU DE MESURE, LE TYPE DE CAPTEUR UTILISÉ, LES MODALITÉS DE MESURES, LE STOCKAGE ET L'UTILISATION OU NON DANS UNE CHAÎNE DE RÉGULATION

<i>Lieu</i>	<i>Variable mesurée</i>	<i>Unités</i>	<i>Capteur</i>	<i>Continue/ponctuelle</i>	<i>Régulation</i>	<i>Stockage</i>
Aquarium	concentration en oxygène dissous	ppm	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à oxygène dissous	ponctuelle	non	support personnel
Aquarium	électro-conductivité	$\mu S.cm^{-1}$	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à électro-conductivité	ponctuelle	non	support personnel
Aquarium	concentration en ammoniac	ppm	dispositif de surveillance <i>Seneye</i>	continue	non	serveur <i>Seneye</i>
Aquarium	pH	—	dispositif de surveillance <i>Seneye</i>	continu	non	serveur <i>Seneye</i>
Aquarium	pH	—	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à pH	ponctuel	non	support personnel
Aquarium	température	°C	dispositif de surveillance <i>Seneye</i>	continue	oui	serveur <i>Seneye</i>
Aquarium	température	°C	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à pH	ponctuelle	oui	support personnel
Aquarium	concentration en nitrates	ppm (NO_3^-)	Variable (voir 2.5)	ponctuelle	non	support personnel
Atmosphère	concentration en dioxyde de carbone	ppm	capteur infrarouge à CO2 <i>Gascard NG</i>	continue	oui	cloud local
Hydroponique	humidité relative	%	capteur d'humidité digital <i>Sensirion SHT75</i>	continue	non	cloud local
Atmosphère	température	°C	capteur d'humidité digital <i>Sensirion SHT75</i>	continue	oui	cloud local
Hydroponique						
Solution Hydroponique	concentration en oxygène dissous	ppm	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à oxygène dissous	ponctuelle	non	support personnel
Solution Hydroponique	électro-conductivité	$\mu S.cm^{-1}$	Sonde à conductivité électrique <i>Décacon device STE</i>	continue	non	cloud local
Solution Hydroponique	électro-conductivité	$\mu S.cm^{-1}$	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à électro-conductivité	ponctuelle	non	support personnel
Solution Hydroponique	pH	—	pH-mètre à double membrane <i>Scientific</i>	continu	oui	cloud local
Solution Hydroponique	pH	—	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à pH	ponctuel	oui	support personnel
Solution Hydroponique	température	°C	pH-mètre à double membrane <i>Scientific</i>	continue	non	cloud local
Solution Hydroponique	température	°C	multimètre <i>Hach HQ40D</i> - sonde à pH	ponctuelle	non	support personnel
Solution Hydroponique	concentration en nitrates	ppm (NO_3^-)	Variable (voir 2.5)	ponctuelle	non	support personnel
Solution Hydroponique	niveau du puisard	O/I	Sonde à conductivité électrique <i>Décacon device STE</i>	continu	oui	cloud local

TABLEAU 12. PLANNING DE RÉCOLTE DES LAITUES

<i>Date de récolte</i>	<i>Numéros des laitues récoltées</i>
06-06-17	26
09-06-17	74
13-06-17	42,90
19-06-17	10
23-06-17	58
28-06-17	1,6,11,17,22,27,33,38,43,49,54,59,65,70,75,81,86,91
30-06-17	2,7,12,18,23,28,34,39,44,50,55,60,66,71,76,82,87,92
04-07-17	3,8,13,14,19,24,29,30,35,40,45,46,51,56,61,62,67,72,77,78,83,88,93,94
07-07-17	4,5,9,15,16,20,21,25,31,32,36,37,41,47,48,52,53,57,63,64,68,69,73,79,80,84,85,89,95,96

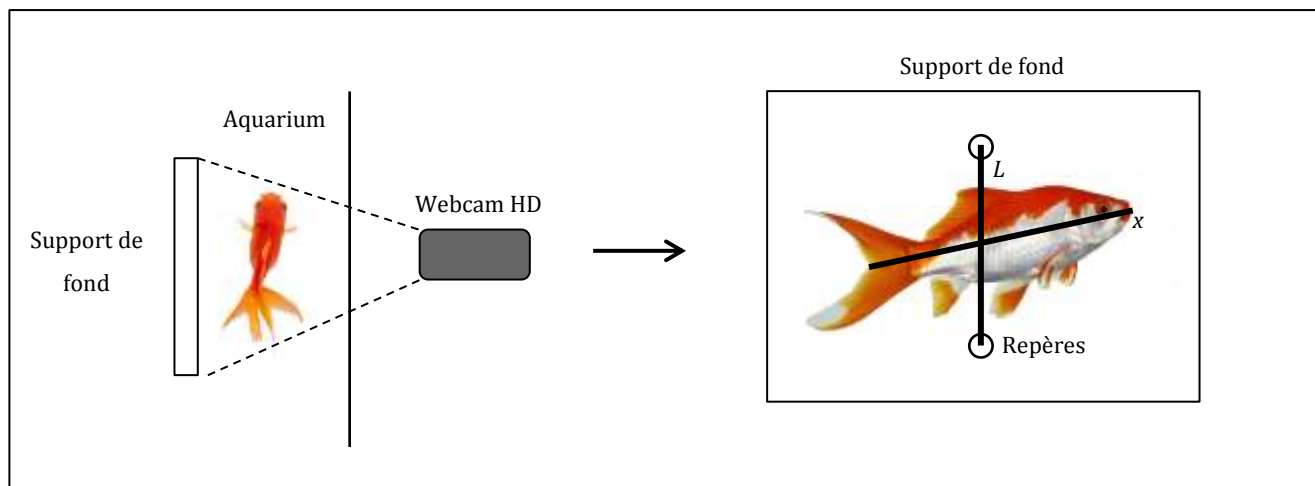


FIGURE 10. FONCTIONNEMENT DE LA PRISE AUTOMATIQUE DE PHOTOGRAPHIES ET DE L'ANALYSE D'IMAGES EFFECTUÉE SUR LES POISSONS,
 $L = 10 \text{ CM}$, LA LONGUEUR DU POISSON (CM) EST DONC ÉGALE À $(X/L)*10$

2.4 AUTOMATISATION ET RÉGULATION

Les données stockées sur le cloud local peuvent être consultées et exploitées manuellement ou automatiquement. A l'intérieur du conteneur se trouve un micro-ordinateur *Raspberry 2 (Raspbian OS)*. Celui-ci accède aux données du serveur continuellement par l'intermédiaire d'une connexion Ethernet. Un programme fonctionne en continu (*mode daemon*) sur le Raspberry afin de lire les données, les comparer aux consignes et agir en conséquence. Ce dernier est responsable de la gestion de l'électrovanne du CO₂, du fonctionnement de 4 pompes péristaltiques et de la gestion lumineuse. Le circuit électronique mise en place dans le cadre de cette expérimentation est représenté en Figure 11.

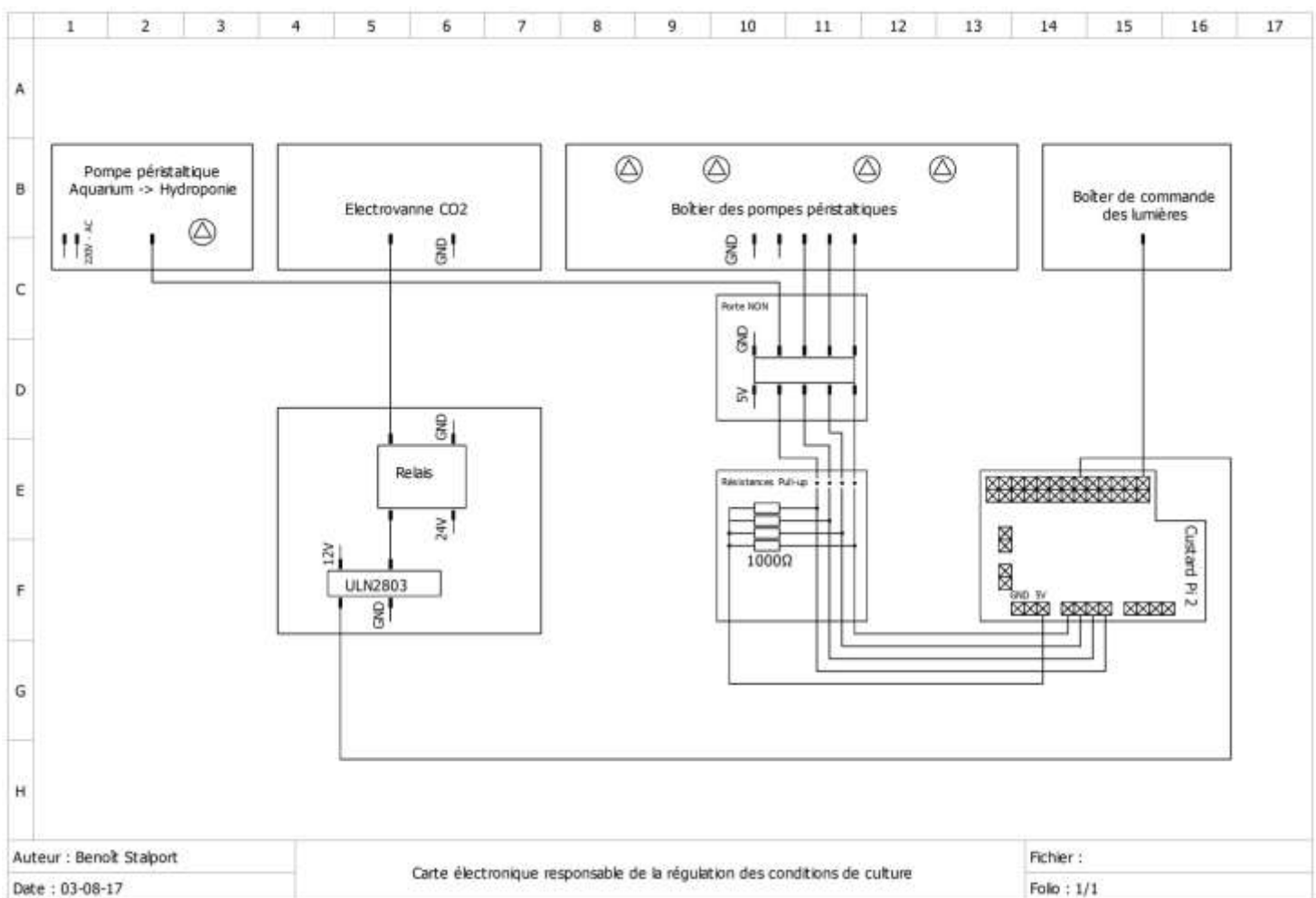


FIGURE 11. DIAGRAMME, RÉALISÉ À L'AIDE DU LOGICIEL QELECTROTECH, DES CIRCUITS ÉLECTRONIQUES RESPONSABLES DES DIFFÉRENTES RÉGULATIONS. DANS UN SOUCI DE CLARTÉ, SEULES LES VALEURS DES ALIMENTATIONS DES DIFFÉRENTES COMPOSANTES ÉLECTRONIQUES SONT REPRÉSENTÉES MAIS NE SONT PAS RELIÉES. DE PLUS, LE RASPBERRY PI 1 EST PROTÉGÉ PAR UN SHIELD « CUSTARD PI 2 » ET SEUL CE DERNIER EST REPRÉSENTÉ ICI

Différents actionneurs permettent au programme d'interagir avec l'environnement. Une électrovanne (*FESTO - MHE2-MS1H-3/2G-M7*) est placée sur le circuit à CO₂ et fonctionne en tout ou rien. Le débit est alors réglable par modification de la pression de la sortie de la bonbonne et par le temps d'ouverture de la vanne.

Un boîtier de 4 pompes péristaltiques (*Aqua-médic - Reefdoser ADD4*) est commandé par le programme. Une seule des pompes du boîtier a été utilisée dans le cadre de cette expérimentation, celle-ci était responsable des injections en pH-up directement dans le puisard.

Une autre pompe péristaltique (*Aqua-médic - Dosing Pump SP3000*) était placée à côté de l'aquarium. A chaque instant, le niveau d'eau dans le puisard est mesuré. Si celui-ci est trop bas, la pompe péristaltique s'active afin de transférer de l'eau de l'aquarium vers la solution hydroponique, jusqu'à un retour au niveau consigné.

Le circuit électrique des différentes installations lumineuses est relié sur un interrupteur, commandé par le micro-ordinateur, qui peut alors contrôler les cycles lumineux.

2.5 MESURES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES

2.5.1 GÉNÉRALITÉS

La mesure de la concentration en nitrates est essentielle dans des domaines très variés tels que la gestion de l'eau potable, les stations d'épuration, les contrôles alimentaires mais aussi la remédiation des sols (Badea, et al., 2001). Les méthodes de dosage de l'ion nitrate sont nombreuses et peuvent être classées en deux catégories. Les méthodes directes où l'ion est dosé directement et les méthodes indirectes où une série de réactions est mise en jeu, afin de doser un composant transformé (Vercambre & Adamowicz, 1996). De plus, les techniques telles que la spectrophotométrie, la chromatographie et l'électrochimie ne fournissent pas un degré de précision admissible (Badea, et al., 2001). La méthode d'absorption UV semble, à ce jour, être la mesure directe de la concentration en nitrates la plus satisfaisante et fournit de très bons résultats sur les échantillons d'eau douce (Pons, et al., 2016).

Dans le cadre de ce travail, 3 méthodes de mesure de la concentration en nitrates ont été testées et comparées : la sonde à électrode sélective d'ions, l'absorption UV (deux sondes de fournisseurs différents) et la spectrophotométrie d'absorption sur des échantillons colorés où le nitrate est réduit en nitrite. Les caractéristiques des différentes mesures sont résumées dans le Tableau 13 et détaillées dans les paragraphes correspondants.

TABEAU 13. RÉCAPITULATIF DES DIFFÉRENTES MÉTHODES DE MESURE TESTÉES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES. LES VALEURS DU TABLEAU SONT CELLES ANNONCÉES PAR LE CONSTRUCTEUR OU LA MÉTHODOLOGIE

<i>Type de mesure</i>	<i>Fonctionnement</i>	<i>Gamme de mesure</i> <i>[NO₃⁻ mg/l]</i>	<i>Précision</i>
Laboratoire	Réduction en nitrites, coloration et mesure de l'absorbance	0 - 4	Non mentionnée
Sonde Libelium	<i>Ions Selective Electrode</i> (ISE)	0,6 - 31000	± (4%)
Sonde UV <i>Hach</i>	Photomètre d'absorption UV	0,1 - 400	± (3% + 0,5)
Sonde UV <i>Trios</i>	Photomètre d'absorption UV	0 - 443	± (5% + 0,1)

2.5.2 MESURE ISO EN LABORATOIRE

La première méthode utilisée suit les instructions de la norme ISO 14256:1 concernant le dosage de l'azote nitreux et de l'azote nitrique des échantillons aqueux. En laboratoire, les échantillons contenant du nitrate sont dilués afin d'entrer dans les gammes de mesures de la méthode (0 mg/l - 4 mg/l). Les ions nitrate (NO₃⁻) sont ensuite réduits en ion nitrite (NO₂⁻) par percolation au goutte à goutte des échantillons sur colonnes contenant des granules de cadmium cuivré. Les solutions percolées sont ensuite colorées au N-(1-naphtyl)éthylènediamine, ce qui forme un composant rose, qui peut être dosé par spectrométrie.

Une droite d'étalonnage est d'abord tracée par passage de solutions colorées aux concentrations connues. L'absorbance pour une longueur d'onde de 543 nm des échantillons est ensuite mesurée, et la droite d'étalonnage permet de calculer la concentration en nitrites et en nitrates.

Il est aussi important de faire remarquer ici que les échantillons prélevés pour l'analyse en laboratoire étaient conservés en congélateur et dégelés en frigo le soir précédent la manipulation.

2.5.3 MESURE LIBELIUM

La sonde de la marque *Libelium* (*Ion sensor PRO probes - NO₃⁻*) est une sonde à électrode sélective d'ions (ISE). Cette sonde est encore peu documentée et utilise une nouvelle technologie. Au lieu d'utiliser des membranes semi-perméables associées à une solution chimique interne, celle-ci emploie une membrane solide, composée de nanotubes de carbone et sensible à un ion. Afin de mesurer une différence de potentiel, fonction de la concentration en nitrates, une seconde sonde non-sensible à l'ion étudié, est placée dans le milieu.

Un microcontrôleur *Arduino* a été programmé afin de lire et stocker en continu cette différence de potentiel et la température de l'eau. Grâce à une droite de calibration établie avec des solutions de références, il fournit également la concentration en nitrates.

2.5.4 MESURES SONDES À PHOTOMÈTRE D'ABSORPTION UV

Les sondes d'absorption UV fonctionnent en immersion continue du milieu étudié. Ces sondes sont développées pour des milieux agités et sales tels que les stations d'épuration, les rivières,... Elles sont donc solides mais présentent des dimensions et un poids importants. A l'intérieur de celles-ci, se trouve un photomètre qui mesure l'absorbance UV provoquée par les nitrates, entre deux lentilles espacées d'une distance connue. Ces paramètres suffisent à calculer précisément la concentration de l'ion. De plus, la mesure optique et le peu de modifications possibles dans le comportement de la sonde permettent des temps très longs entre deux calibrations.

Au cours de l'expérimentation, deux sondes à photométrie d'absorption UV ont été testées à l'aide de solutions de références et en immersion continue dans l'eau des poissons. Une sonde de la marque *Hach* (*Nitratax*) et sa concurrente *Trios* (*NICO*). Chaque sonde fonctionne avec son transmetteur associé, qui contient le programme nécessaire au fonctionnement de celle-ci et qui fournit une interface utilisateur offrant plus ou moins de libertés. De plus, les sondes possèdent un système de nettoyage de la lentille intégré. La sonde *Hach* utilise un essuie-glace alors que la sonde *Trios* emploie un jet d'air comprimé.

3 RÉSULTATS ET DISCUSSION

3.1 MESURES

3.1.1 AQUACULTURE

3.1.1.1 pH

L'électrode à pH du multimètre *Hach* est utilisée ponctuellement et sert de mesure de référence. Le capteur *Seneye* d'aquariophilie mesure, quant à lui, le pH en continu et a été testé dans le cadre de cette expérimentation. Le graphique de la Figure 12, montre que le pH est efficacement suivi par ce dernier. De plus, sa mesure continue présente l'avantage de pouvoir étudier des dynamiques cycliques courtes. L'acidification du milieu est provoquée par l'activité biologique micro et macroscopique alors que l'augmentation du pH a lieu lorsque de l'eau fraîche est ajoutée dans l'aquarium.

Le premier cadre pointillé de la Figure 12 correspond à un mauvais fonctionnement de la pompe péristaltique entre l'aquarium et la solution hydroponique. Une infiltration d'eau interne a provoqué le fonctionnement continu de celle-ci, vidant 50l de l'aquarium en quelques heures. Le capteur *Seneye* s'est alors retrouvé hors de l'eau, ce qui a provoqué la lecture d'un pic basique et un fonctionnement erratique durant quelques heures. De plus, le capteur *Seneye* fonctionne avec une plaquette recouverte de consommable coloré, qui doit être remplacée mensuellement. Lors de ces changements, la valeur de pH lue prend entre 24 et 62 heures à se stabiliser dans une gamme de mesure juste (deuxième cadre pointillé de la Figure 12). Afin d'éviter cette latence, la nouvelle plaquette peut être immergée seule et préalablement, dans la solution de l'aquarium.

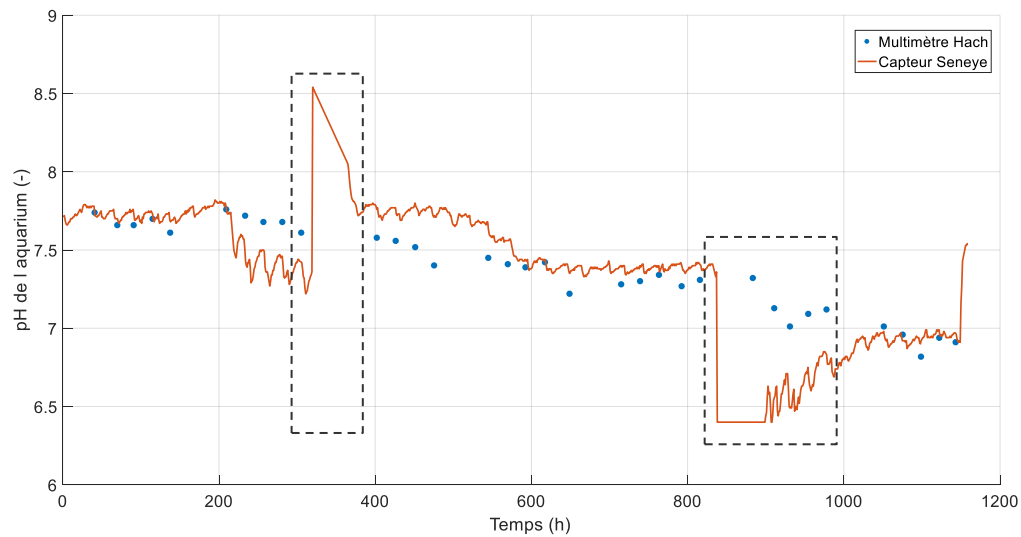


FIGURE 12. ÉVOLUTION DU PH DANS L'AQUARIUM, MESURÉ EN CONTINU PAR UN CAPTEUR D'AQUAROPHILIE SENEYE ET PONCTUELLEMENT   L'AIDE D'UN MULTIMÈTRE DE RÉFÉRENCE HACH

3.1.1.2 Température

La température de l'aquarium est sous-estimée par le capteur *Seneye* par rapport à la mesure de référence (Figure 13). Une erreur moyenne de 2,23  C est observée. Le premier encadré correspond à la situation où le capteur s'est retrouvé hors de l'eau. Le second montre également la situation où le consommable devait être remplacé. Le groupe froid installé sur le circuit d'eau de l'aquarium présente une régulation en « tout ou rien ». Ce type de fonctionnement ne permet pas d'atteindre de valeur stable et il persiste des lors des variations thermiques de l'ordre du degré Celsius. Malgré l'erreur systématique sur la mesure, ces cycles de fonctionnement sont toutefois observables et indiquent un bon fonctionnement de l'installation.

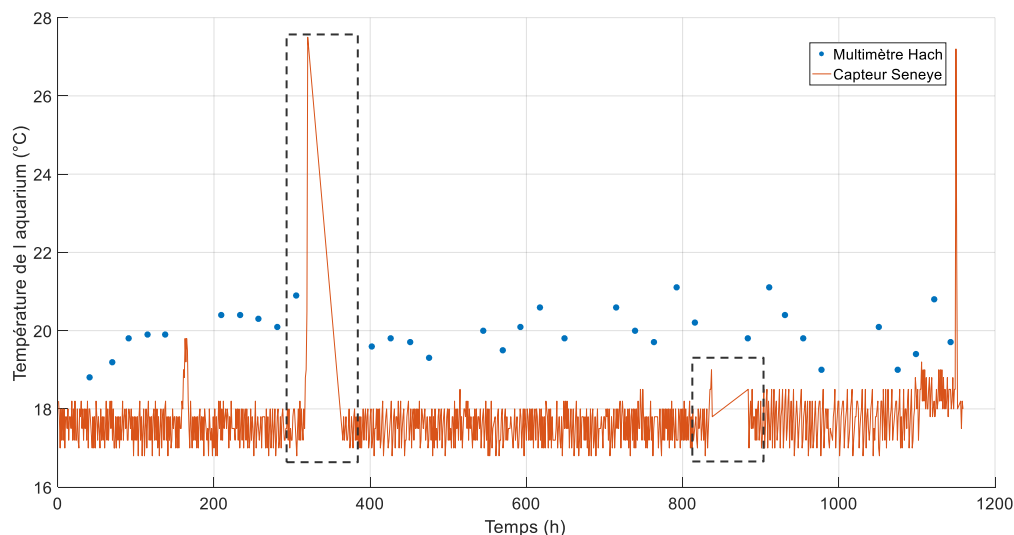


FIGURE 13. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE DANS L'AQUARIUM, MESURÉE EN CONTINU PAR UN CAPTEUR D'AQUAROPHILIE SENEYE ET PONCTUELLEMENT   L'AIDE D'UN MULTIMÈTRE DE RÉFÉRENCE HACH

3.1.1.3 Electro-conductivité

L'électro-conductivité quantifie la richesse en ions d'une solution. Le graphique de la Figure 14 montre que l'eau de l'aquaculture tend à s'enrichir au cours du temps. Les diminutions sont dues aux échanges d'eau avec le système hydroponique. L'électro-conductivité ne plafonne cependant pas au cours de l'expérience. Cela implique que l'eau tend à s'enrichir et qu'une intervention extérieure au fonctionnement automatique du système aquaponique serait à prévoir sur le long terme.

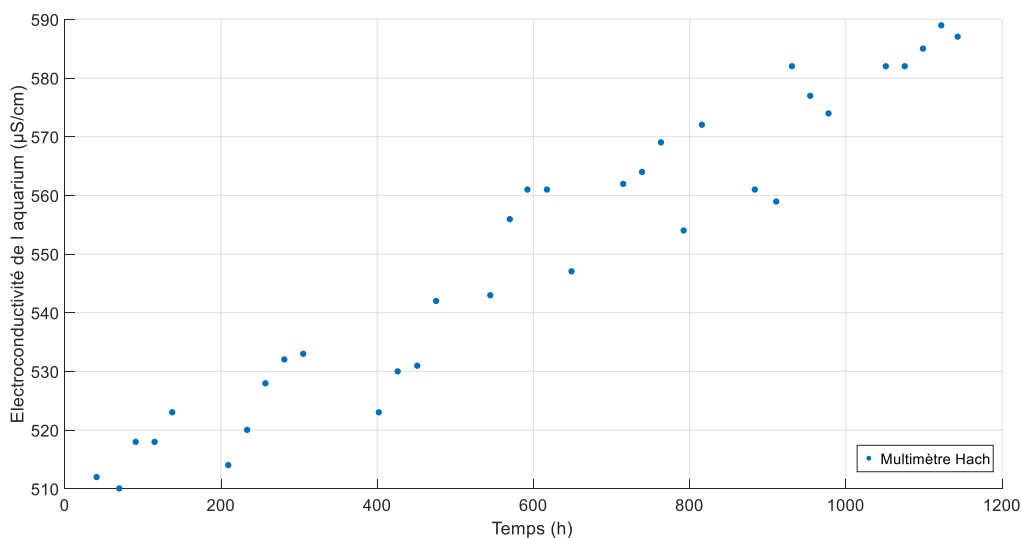


FIGURE 14. ÉVOLUTION DE L'ÉLECTRO-CONDUCTIVITÉ DE L'EAU DE L'AQUARIUM, MESURÉE PONCTUELLEMENT   L'AIDE DU MULTIMÈTRE DE RÉFÉRENCE HACH

3.1.1.4 Oxygène dissous

Grâce aux actions combinées des oxygénateurs et du mouvement d'eau entraînés par le système de filtration, le niveau d'oxygène dissous est resté très bon au cours de l'expérimentation. La température influence directement la concentration en oxygène dissous de l'eau. Cependant, les variations thermiques sont minimisées grâce à la régulation et les fluctuations mesurées ne peuvent pas être expliquées uniquement par les différences de température. L'activité microbiologique au sein de l'aquarium augmente fortement dans les heures qui suivent un nourrissage. Lors de ces pics d'activité, la concentration en d'oxygène dissous peut diminuer considérablement (FAO, 2015). Il est très probable que cette corrélation soit responsable de l'allure du graphique de la Figure 15. Cependant, le peu de points de mesures ne permet pas de confirmer cette hypothèse. Un suivi plus systématique ou continu pourrait appuyer cet argument.

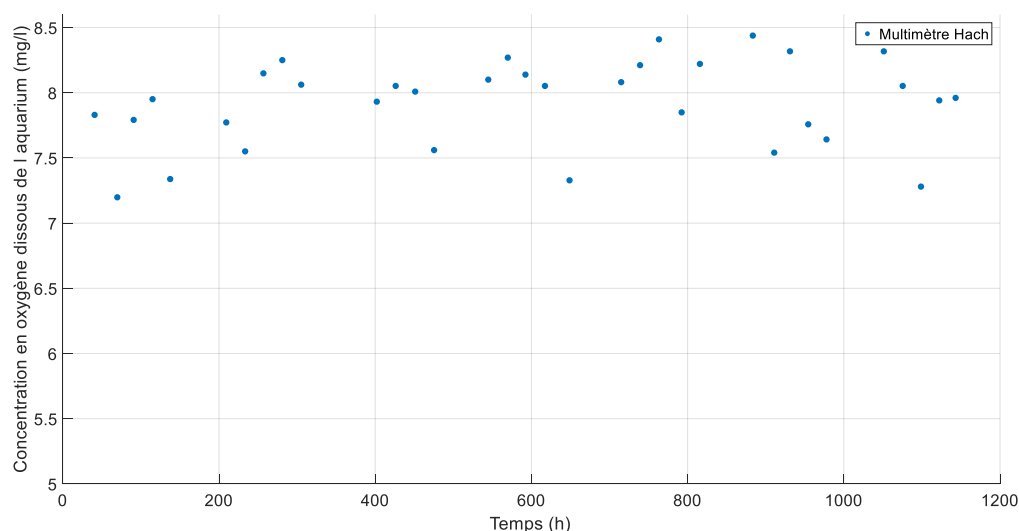


FIGURE 15. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN OXYGÈNE DISSOUS DANS L'EAU DE L'AQUARIUM AU COURS DU TEMPS

3.1.1.5 Ammonium

L'évolution de la concentration en ammoniac, mesurée par le capteur *Seneye*, est représentée en Figure 16.

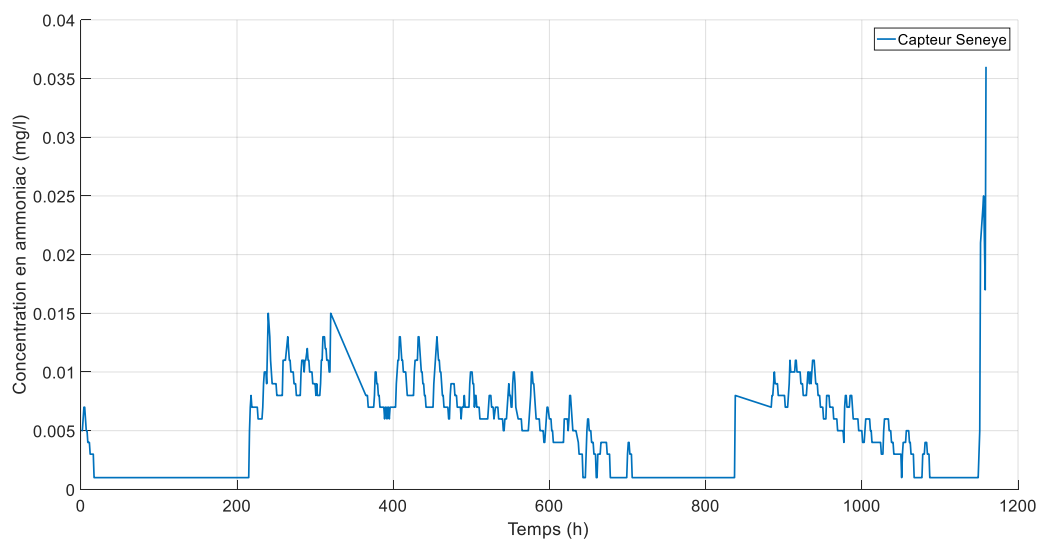


FIGURE 16. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN AMMONIAC DANS L'EAU DE L'AQUARIUM AU COURS DU TEMPS

Les valeurs mesurées sont très basses et sont expliquées par le pH de l'aquarium. L'ammonium (NH_4^+) et l'ammoniac (NH_3) forment en effet un couple acide-base, dont les proportions varient avec le pH.

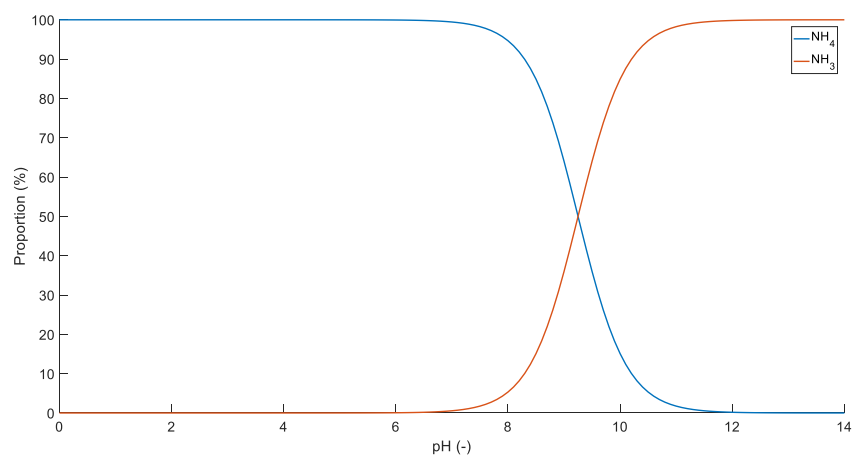


FIGURE 17. VARIATION DES PROPORTIONS D'AMMONIUM (NH_4^+) ET D'AMMONIAC (NH_3) EN FONCTION DU PH

La relation au pH de ces deux composés permet de calculer, à chaque instant, la concentration en ammonium de l'aquarium. La dynamique de l'azote est alors observable (Figure 18). Un décalage de ~2 h est observé entre le nourrissage et le début de la détection d'une augmentation de la concentration en ammoniac.

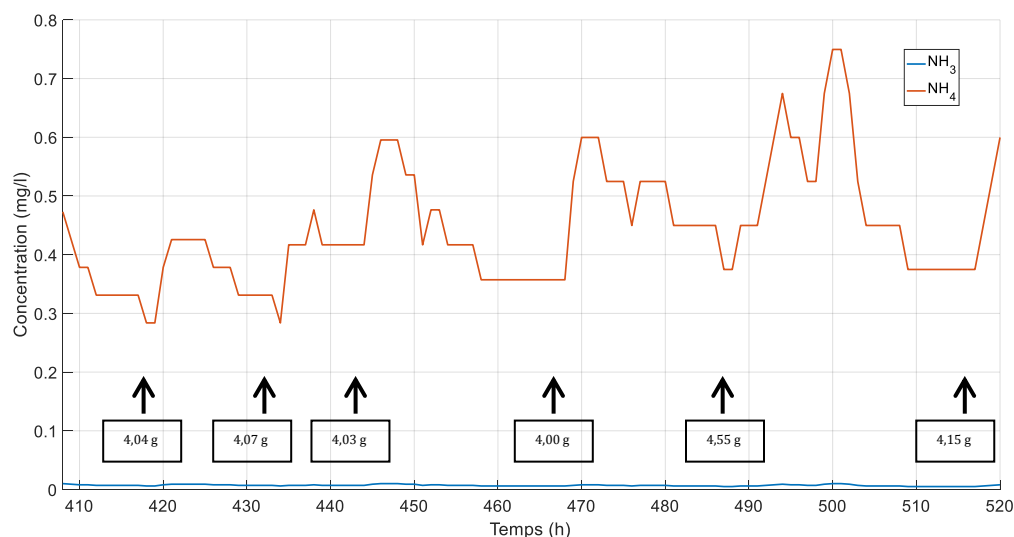


FIGURE 18. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN AMMONIUM ET EN AMMONIAC DANS L'EAU DE L'AQUARIUM AU COURS D'UNE PÉRIODE DE 115 H, LES FLÈCHES INDIQUENT LES MOMENTS DE NOURRISAGE DES POISSONS

3.1.1.6 Masses des poissons

Les masses initiales et finales des poissons sont reprises en Tableau 14. Les poissons ont, en moyenne, montré un gain de masse de 24,11% au cours de l'expérimentation. Le plus lourd d'entre eux a grossi de 33,76% de sa masse initiale, le poisson le plus proche de la moyenne en début d'expérience de 20,76% et le poisson le plus léger de 23,01%. Selon les courbes de croissances, la vitesse de croissance est inversement proportionnelle à la taille du poisson. Les résultats observés ici sont pourtant en désaccord avec cette hypothèse. Il est très probable que la compétition trophique soit responsable de cette incohérence par rapport au modèle. La nourriture se présente en effet sous forme de boulettes. Il a été observé que les plus petits poissons n'étaient pas capables d'avaler une boulette entière alors que les plus gros pouvaient en conserver plusieurs dans leur bouche, simultanément. Les petits poissons se nourrissaient alors des morceaux laissés par les

autres. Le système pourrait être amélioré en y délimitant des zones accessibles par taille ou en homogénéisant la taille des poissons.

TABLEAU 14. GAINS ET MASSES MESURÉES INITIALES ET FINALES DES POISSONS

Numéro du poisson	Masse initiale (g)	Masse finale (g)	Gain (%)
1	19,15	24,32	27,00
2	26,11	30,11	15,32
3	26,06	32,75	25,67
4	23,72	27,8	17,20
5	25,29	32,5	28,51
6	11,81	15,98	35,31
7	26,99	33,59	24,45
8	37,31	43,31	16,08
9	19,57	25,07	28,10
10	10,17	12,51	23,01
11	21,27	26,97	26,80
12	14,32	16,33	14,04
13	40,67	54,4	33,76
14	20,43	24,37	19,29
15	20,83	24,33	16,80
16	24,97	31,35	25,55
17	19,7	26,55	34,77
18	21,64	27,2	25,69
19	22,3	26,93	20,76

3.1.1.7 Mesures de la taille des poissons par photographie

Le système de prise automatique de photos des poissons par détection de mouvement s'est montré performant. Ainsi, au cours d'une journée, jusqu'à 150 photos utilisables pour la mesure des poissons ont été réalisées, les autres étant trop floues ou présentant plusieurs poissons entremêlés. La Figure 19 montre un exemple de mesure de poisson par photographie, grâce aux repères de la plaque de fond.

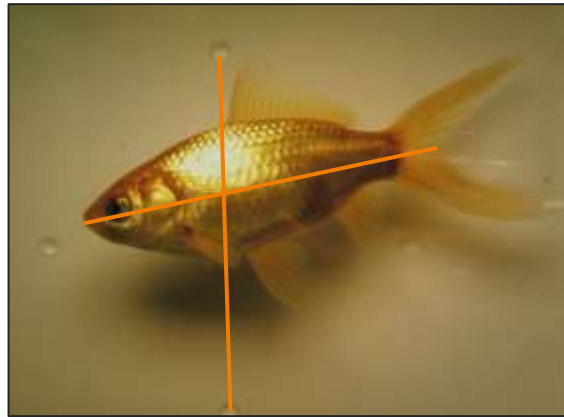


FIGURE 19. EXEMPLE DE PHOTO DE POISSON, MONTRANT
LES REPÈRES UTILISÉS AFIN DE LE MESURER

Le graphique de la Figure 20 présente l'évolution des longueurs mesurées par analyse d'image des 3 poissons suivis au cours de l'expérimentation. Le nombre de mesures n'est pas égal pour chaque poisson car ces derniers ne sont pas forcément passés devant la caméra le jour de la mesure. Il est intéressant de remarquer que les photos des plus petits poissons étaient les plus rares alors que les plus gros étaient abondamment représentés. De plus, les tailles ont tendance à osciller. Cela est dû à la distance du poisson à la vitre et à l'angle de parallaxe. Ces valeurs permettent toutefois d'estimer la longueur du poisson directement dans le milieu, en évitant tout risque physique. De plus, la croissance est tout de même observable. Ce système peut encore être amélioré mais il présente un beau potentiel pour le suivi continu de la croissance des poissons.

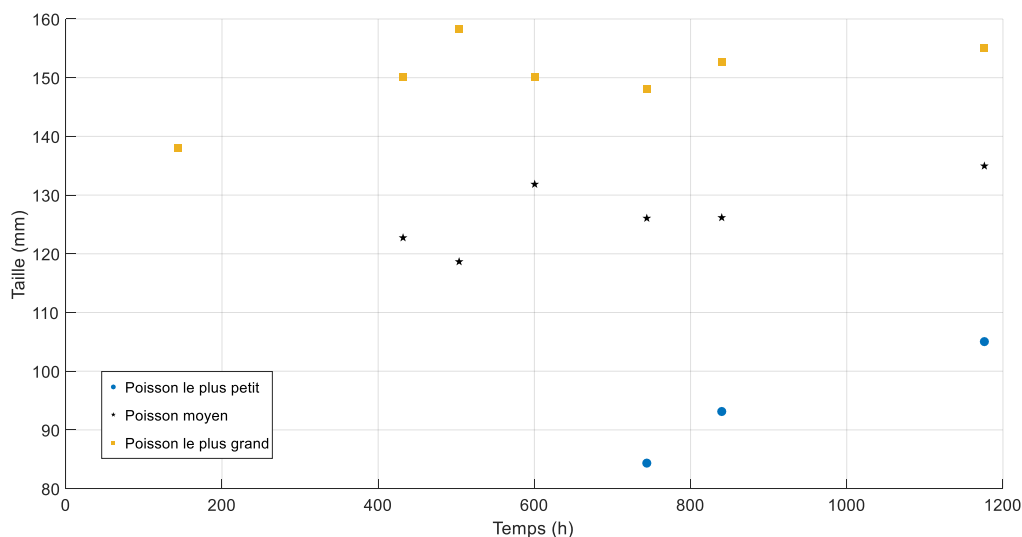


FIGURE 20. ÉVOLUTION DES LONGUEURS DES TROIS POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

3.1.2 HYDROPONIE

3.1.2.1 pH

La graphique de la Figure 21 montre l'évolution du pH telle que mesurée ponctuellement par le multimètre *Hach* (mesure de référence) et par le pH-mètre *Scientific*, en continu. Les valeurs de ces deux appareils de mesures sont en accord, et le pH-mètre immergé est donc fiable.

Trois phénomènes principaux influencent le pH de la solution hydroponique. Tout d'abord, l'activité racinaire des laitues tend à acidifier le milieu, par rejets de protons, afin d'absorber des ions positifs. Cela résulte en une diminution constante du pH. L'eau des poissons plus basique, tend, quant à elle, à augmenter le pH de la solution à chaque échange. Finalement, l'ajout d'engrais acidifie considérablement la solution nutritive.

Le comportement du graphique de la Figure 21 peut être expliqué à l'aide de ces trois phénomènes. Du début jusqu'à 400 h, la solution s'acidifie grâce à l'activité biologique. Les 2 pics d'augmentation du pH sont dus à des ajouts d'eau importants (40 l et 50 l). Le pic acide est, quant à lui, d  à l'ajout d'engrais et à la concentration initialement trop faible de la solution de KOH de la régulation du pH. De 400 h   600 h, la concentration a été augmentée et le pH oscille autour de 6, qui est la valeur recherchée. A partir de 600 h, alors que l'activité des laitues s'intensifie, le pH augmente, à cause des

échanges avec l'eau basique des poissons. Ce comportement a été observé plusieurs fois, après de nombreux ajouts de pH-up. Il semblerait donc qu'un phénomène de solution tampon apparaisse à partir d'une certaine quantité de base ajoutée dans la solution acide. Ce phénomène n'a pas été pris en compte lors de la mise en place du système et une régulation supplémentaire en pH-down permettrait de mieux contrôler l'acidité de la solution. Le deuxième ajout d'engrais vient toutefois acidifier le milieu et ce dernier descend sous un pH = 6, ce qui relance la régulation jusqu'à l'augmentation suivante de pH.

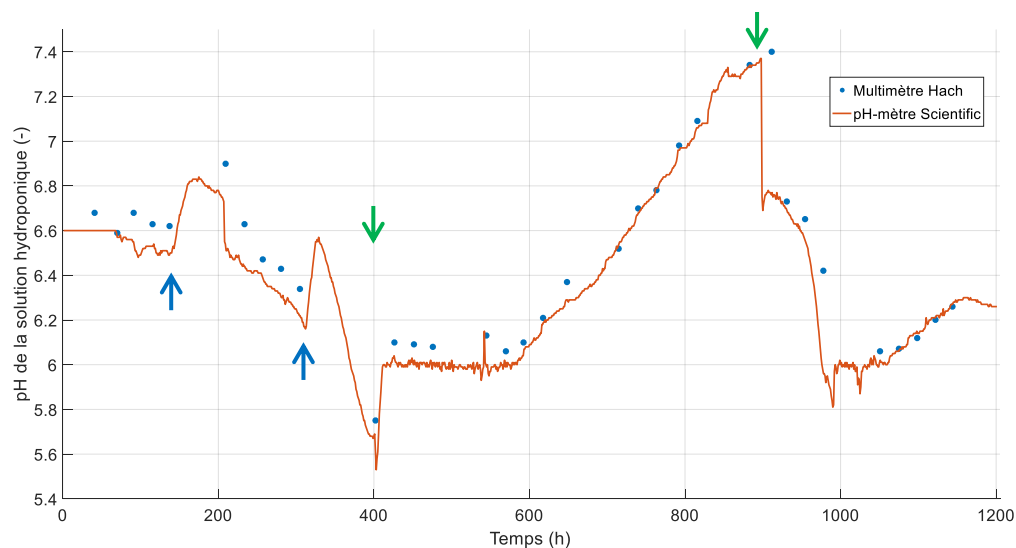


FIGURE 21. ÉVOLUTION DU PH DE LA SOLUTION HYDROPONIQUE, MESURÉ EN CONTINU PAR UN PH-MÈTRE À DOUBLE MEMBRANE DE LA MARQUE SCIENTIFIC ET PONCTUELLEMENT, COMME MESURE DE RÉFÉRENCE, À L'AIDE DU MULTIMÈTRE HACH. LES FLÈCHES BLEUES REPRÉSENTENT LES AJOUTS D'EAU CONSÉQUENTS (>40 L), LES VERTES REPRÉSENTENT LES AJOUTS D'ENGRAIS

3.1.2.2 Température de l'air

La régulation de la température de l'air s'est avérée être très efficace. Le graphique de la Figure 22 montre que la température oscille autour de 21 °C la journée et de 18 °C la nuit. Les quelques pics plus importants sont dus à un passage prolongé dans le conteneur, ce qui provoque des entrées d'air chaud extérieures. Le dernier pic a, quant à lui, été provoqué par l'ouverture permanente de la chambre de culture à partir de la récolte des laitues.

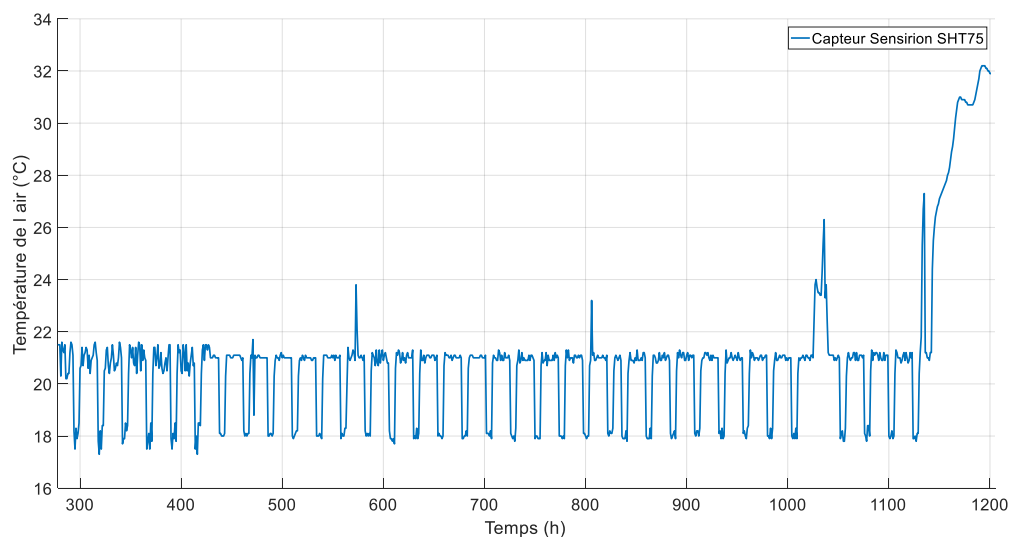


FIGURE 22. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

3.1.2.3 Température de la solution nutritive

La température de la solution nutritive n'était pas régulée. Celle-ci montre cependant un comportement très similaire à la température de l'air. La pompe et l'éclairage tendent à chauffer la solution nutritive, ce qui explique que les valeurs de température de l'eau sont plus élevées que celles de l'air.

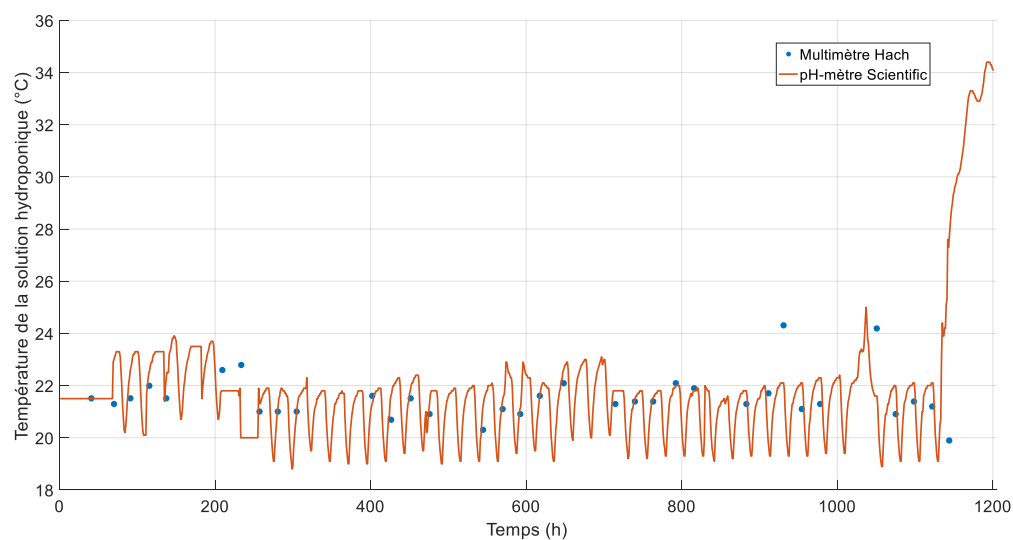


FIGURE 23. ÉVOLUTION DE LA TEMPÉRATURE DE LA SOLUTION NUTRITIVE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

3.1.2.4 Electro-conductivité

L'électro-conductivité de la solution nutritive diminue constamment, du fait de l'absorption des nutriments par les plantes. Cependant, lorsque l'eau pure de l'évapotranspiration est remplacée par de l'eau riche en ions de l'aquarium, l'électro-conductivité augmente. Ces deux phénomènes permettent d'expliquer la dynamique du graphique de la Figure 24. En début d'expérience, l'électro-conductivité augmente car la prise de nutriments des plantes est inférieure à la concentration due à l'évapotranspiration. La conductivité atteint un maximum en 590 h et diminue ensuite jusqu'à la fin de l'expérience.

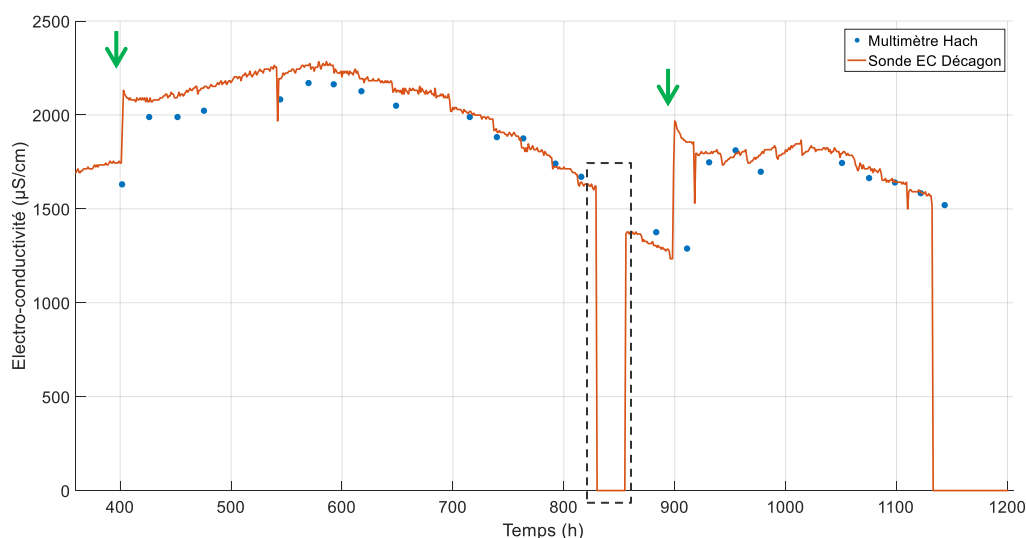


FIGURE 24. ÉVOLUTION DE L'ÉLECTRO-CONDUCTIVITÉ DE LA SOLUTION NUTRITIVE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION, LES FLÈCHES VERTES REPRÉSENTENT LES AJOUTS D'ENGRAIS. LE CADRE POINTILLÉ INDIQUE UN MAUVAIS FONCTIONNEMENT DU CAPTEUR

3.1.2.5 Oxygène dissous

Le niveau d'oxygène dissous de la solution hydroponique est resté très bon tout cours de l'expérimentation (Figure 25). Les variations observées sont principalement dues à la température de solution. Une diminution plus significative est toutefois observable autour de 900 h, lorsque la croissance des laitues, encore très nombreuses, était à son maximum. La récolte d'une grosse partie

des laitues a cependant permis de changer la tendance de la courbe et la concentration en oxygène est remontée.

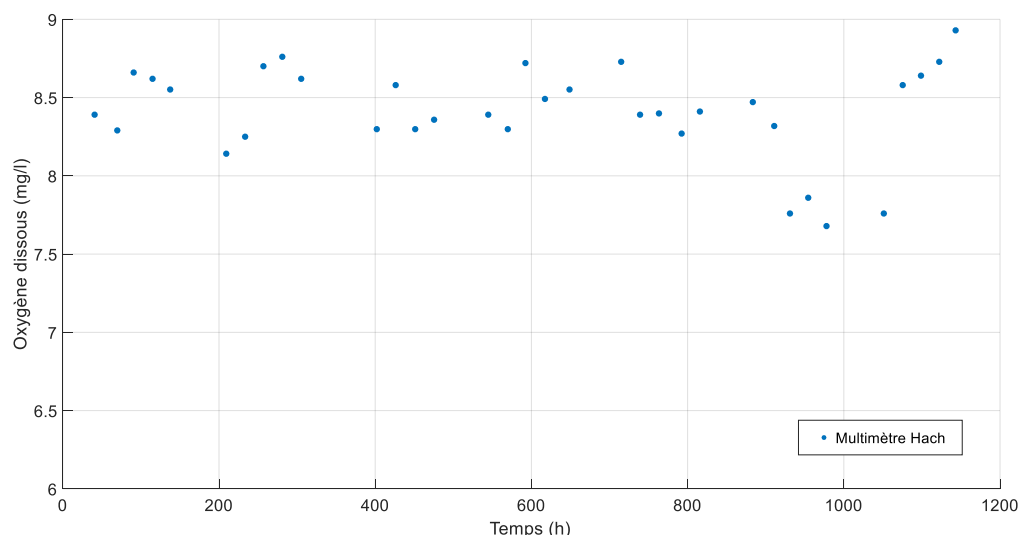


FIGURE 25. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN OXYGÈNE DISSOUS DE LA SOLUTION NUTRITIVE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

3.1.2.6 Concentration en dioxyde de carbone

La régulation de la concentration en CO₂ au sein de la chambre de culture ne s'est pas montrée efficace (Figure 26). Les passages répétés de personnes dans le conteneur et le fonctionnement du circuit de gaz ont rendu la régulation compliquée. L'ouverture du conteneur entraîne une perte importante de CO₂ mais le passage prolongé dans la chambre de culture augmente significativement la concentration. Au niveau de la régulation, deux interactions sont possibles entre l'utilisateur et le circuit de CO₂ : le temps d'ouverture de l'électrovanne et la pression de sortie de la bonbonne. La pression de sortie dépend de la quantité restante de CO₂ et n'est pas constante. Plusieurs essais de combinaisons temps d'ouverture - pression ont été réalisés au cours de l'expérimentation menant à des concentrations en CO₂ trop importantes ou trop faibles. La régulation a cependant montré un comportement satisfaisant à partir de 700 h, les pics n'étant alors plus dus qu'à l'activité des utilisateurs.

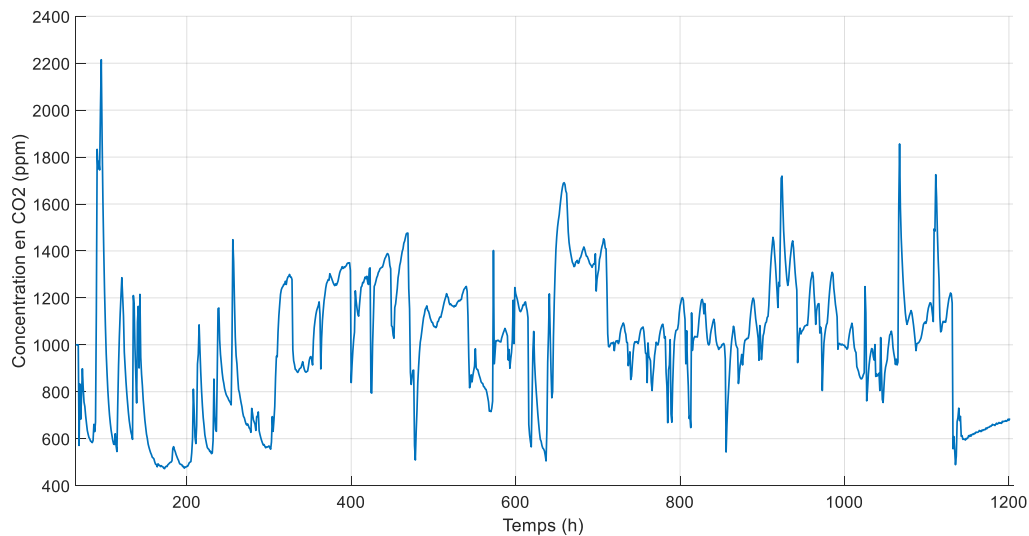


FIGURE 26. ÉVOLUTION DE LA CONCENTRATION EN DIOXYDE DE CARBONE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

3.1.2.7 Humidité relative

L'humidité relative au sein de la chambre de culture est restée dans des valeurs tout à fait acceptables au cours de l'expérimentation (Figure 27). Ces résultats démontrent un bon fonctionnement de la climatisation et du collecteur d'eau de l'évaporateur du climatiseur. L'eau évapotranspirée et non perdue hors du conteneur (fuites et ouvertures) peut être récupérée et réutilisée dans le cycle aquaponique. L'augmentation finale de la courbe est due à l'arrêt de la climatisation lors de récoltes des laitues.

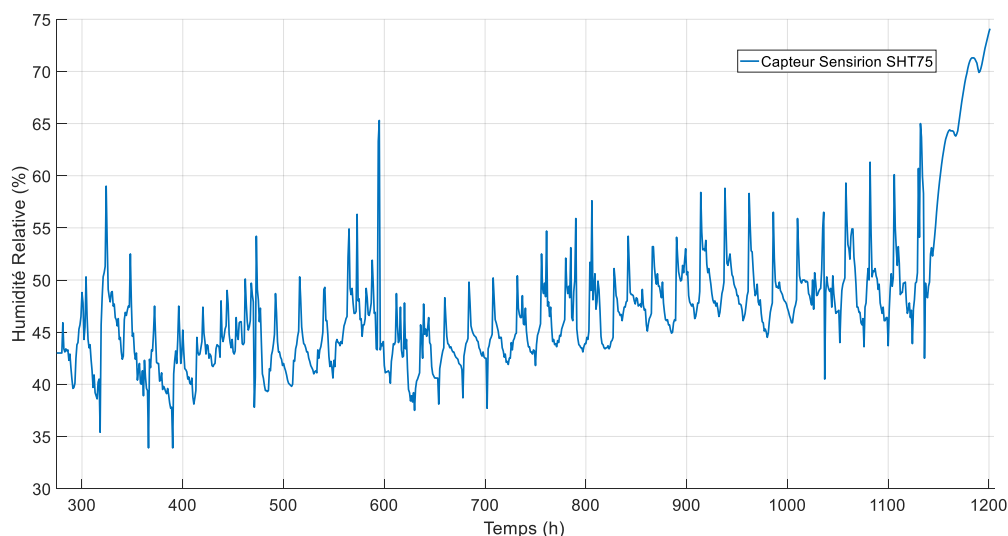
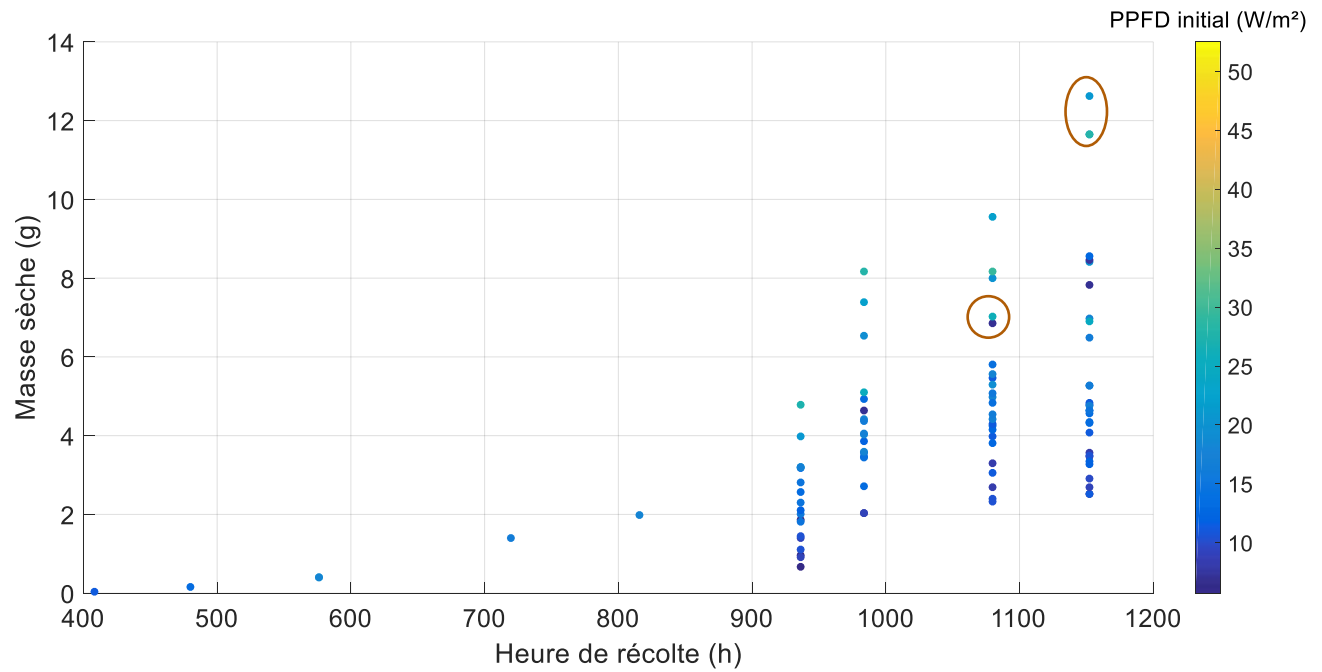


FIGURE 27. ÉVOLUTION DE L'HUMIDITÉ RELATIVE AU SEIN DE LA CHAMBRE DE CULTURE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

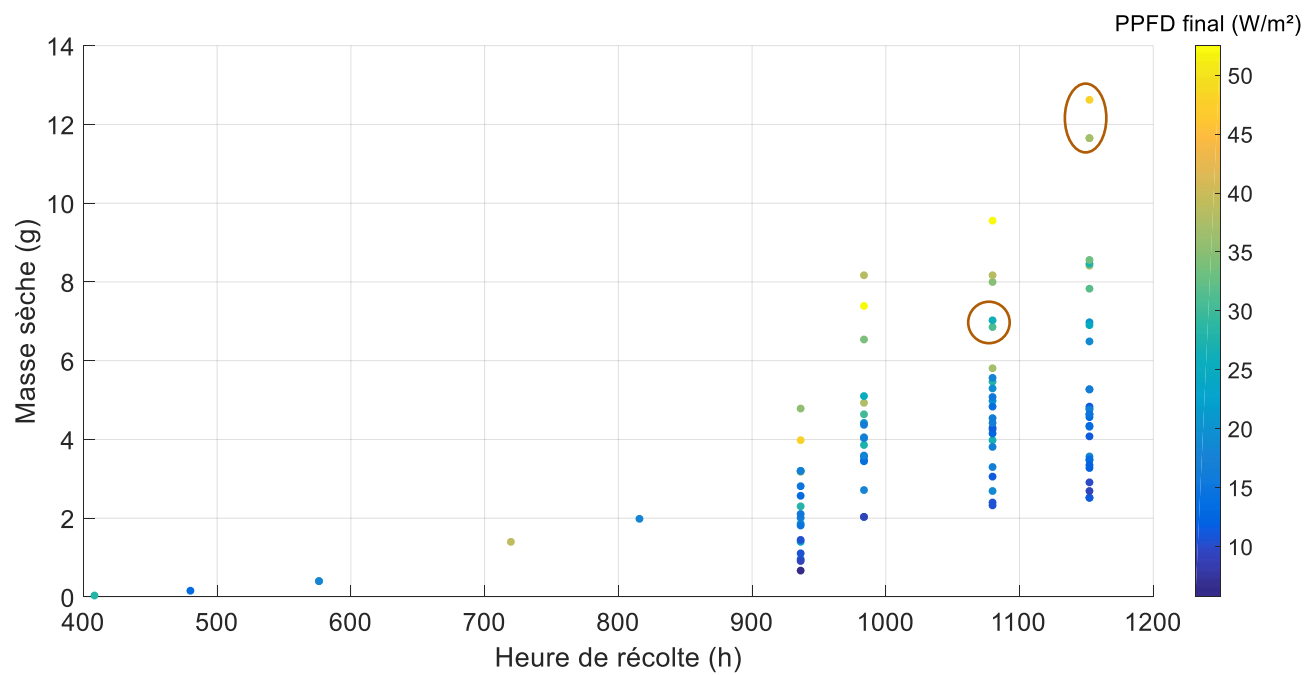
3.1.2.8 Masses sèches des parties aériennes

Les graphiques de la Figure 28 présentent les mesures des masses aériennes sèches des laitues en fonction de leur date de récolte et de la quantité d'énergie reçue en début d'expérimentation et après l'ajout de lumière. Pour rappel, les intensités lumineuses ont été augmentées pour les 48 premières laitues à 936 h pour les 240 dernières heures, soit 20% de l'expérimentation.

Il apparaît que l'augmentation des intensités lumineuses a joué un rôle important dans le développement massique des laitues concernées. Ainsi, les points entourés deux par deux présentent une masse sèche similaire en fin d'expérience alors que leurs énergies lumineuses initiales étaient très différentes. La laitue représentée par le point du dessous a cependant reçu beaucoup plus d'énergie de 936 h   1080 h, ce qui lui a permis de rattraper son retard de croissance par rapport à celle représentée par le point du dessus. Cette période est comprise dans la phase de croissance rapide de la laitue, et l'intensité lumineuse reçue initialement était donc trop faible.



(a)



(b)

FIGURE 28. MASSES SÈCHES DES PARTIES AÉRIENNES DES LAITUES EN FONCTION DE LEUR ÂGE À LA RÉCOLTE ET DE L'ÉNERGIE LUMINEUSE REÇUE INITIALE (A) OU FINALE (B)

3.2 MESURES DE LA CONCENTRATION EN NITRATES

3.2.1 MESURES EN LABORATOIRE

Les mesures de nitrates par réduction des échantillons sur colonnes de cadmium permettent d'obtenir des valeurs de concentrations et des dynamiques approximatives. Cependant, ces valeurs ne s'accordent pas avec les attentes et semblent ne pas correspondre précisément à la réalité. Par exemple, suite au premier ajout d'engrais, la concentration aurait dû augmenter de 220 ppm. Or, la concentration a augmenté de 400 ppm jusqu'à la mesure suivante, alors qu'une perte importante par débordement a eu lieu avant l'ajout de nutriments. Si l'absorption des laitues peut être considérée comme négligeable à ce stade de croissance et en utilisant la moyenne de la concentration en nitrates de l'aquarium comme entrée du système, l'évapotranspiration devrait être ~ 2 x plus importante que celle mesurée afin d'arriver à une concentration si élevée. Le pic de concentration entouré sur le graphique n'est également pas logique, pour les mêmes raisons.

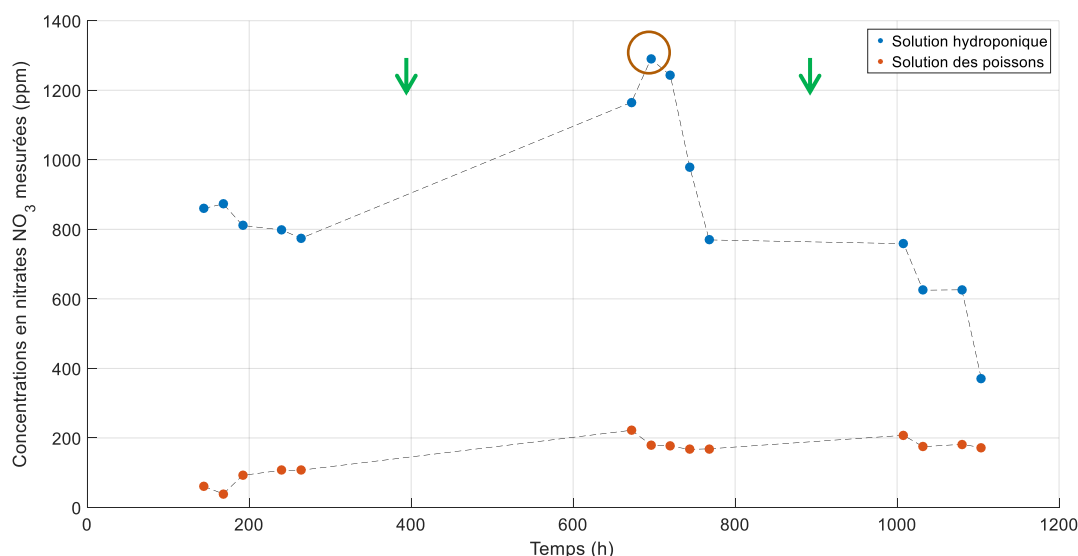


FIGURE 29. CONCENTRATIONS EN NITRATES (NO_3) MESURÉES EN LABORATOIRE, DE LA SOLUTION HYDROPONIQUE ET DE LA SOLUTION DES POISSONS, LES FLÈCHES VERTES REPRÉSENTENT LES AJOUTS D'ENGRAIS

De la conservation des échantillons à la méthodologie elle-même, de nombreuses incertitudes accompagnent les mesures de nitrates en laboratoire. Tout d'abord, la question de l'effet du gel peut être posée. Selon Chapman et Mostert (2010), l'effet du gel sur les échantillons de nitrates

n'influence pas, en moyenne, significativement la mesure. Certains de leurs échantillons montrent cependant une différence de plus de 25% avant et après la congélation de l'échantillon. De plus, avant la congélation complète de l'échantillon, l'activité biologique n'est pas complètement arrêtée et il est possible que les populations bactériennes impliquées dans le cycle de l'azote continuent de modifier les concentrations en nitrates. Finalement, les nombreuses manipulations précédant la mesure au spectromètre nécessitent une grande méticulosité et la personne chargée de la manipulation peut avoir une influence importante sur les résultats finaux.

3.2.2 SONDES UV

3.2.2.1 Hach - Nitratax

Les valeurs affichées par la sonde *Nitratax* lorsqu'elle est plongée dans des solutions aux concentrations connues sont très proches des valeurs réelles. Pour rappel, la gamme de mesure de la sonde est comprise entre 0,1 et 400 ppm. Les résultats des tests présentés dans le Tableau 15 montrent que, dans la gamme de mesure, l'erreur ne dépasse pas les 3% annoncés par le constructeur. Cependant, l'erreur augmente rapidement lorsque la concentration s'éloigne des limites de la sonde, et atteint 26,02% pour une concentration de 500 ppm.

TABLEAU 15. RÉSULTATS DES TESTS DE LA SONDE NITRATAX (HACH) LORS DE MESURES DE SOLUTIONS AUX CONCENTRATIONS CONNUES

Concentration préparée ($NO_3 - ppm$)	Concentration mesurée ($NO_3 - ppm$)	Erreur (%)
0	0,51	blanco
10	10,09	0,9
50	48,41	2,98
100	98,6	1,4
200	198,9	0,55
500	369,9	26,02

Le graphique présenté en Figure 30 montre le comportement des mesures effectuées par la sonde immergée en continu dans l'aquarium pendant une période de 20 h. Les valeurs mesurées oscillent, en moyenne, de 0,25 ppm en-dessous et au-dessus de la valeur mesurée, ce qui représente ~0,2%.

La sonde *Nitratax* est très robuste et présente une valeur de la concentration très précise, ce qui permet d'étudier finement la dynamique continue du nitrate.

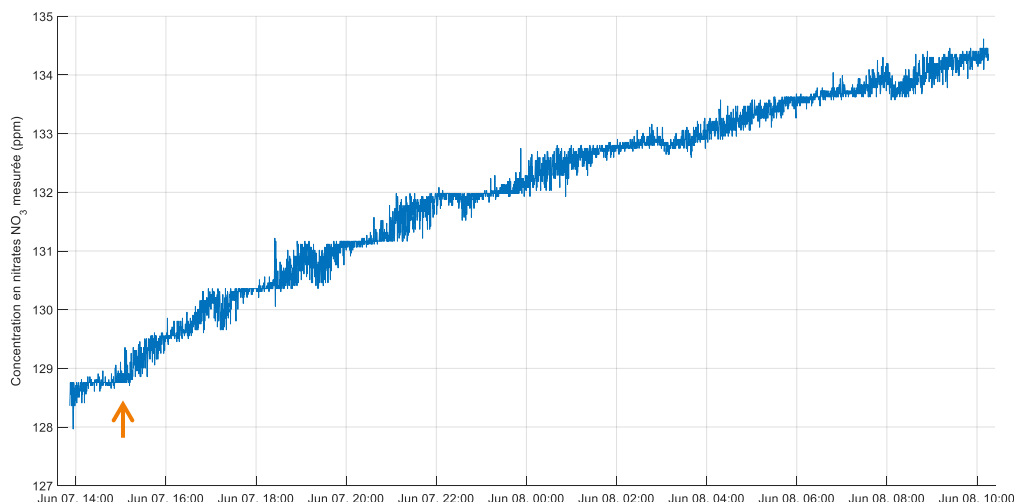


FIGURE 30. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE HACH PENDANT UNE PÉRIODE DE 20 H SUIVANT UN NOURRISAGE (FLÈCHE ORANGE)

3.2.2.2 Trios - NICO

Les valeurs affichées par la sonde *NICO* lorsqu'elle est plongée dans des solutions aux concentrations connues sont proches des valeurs réelles. Pour rappel, la gamme de mesure de la sonde est comprise entre 0 et 443 ppm. Les résultats des tests présentés dans le Tableau 16 montrent que, jusqu'à 100 ppm, l'erreur ne dépasse pas les 5% annoncés par le constructeur. L'erreur relative devient toutefois trop importante une fois la concentration de 100 ppm dépassée.

Le graphique présenté en Figure 31 montre le comportement des mesures effectuées par la sonde immergée en continu dans l'aquarium pendant une période de 30 h. Les valeurs mesurées oscillent, en moyenne, de 3 ppm en-dessous et au-dessus de la valeur mesurée, ce qui représente ~1,7%. La sonde *NICO* ne permet pas d'obtenir une mesure aussi stable que celle fournie par la sonde *HACH* (variabilité ~9 fois supérieure). La sonde *NICO* est aussi une sonde robuste, elle est cependant moins précise que la sonde *Nitratax* et ses résultats sont moins fiables, dans la gamme de concentrations étudiée.

La mesure est effectuée sur une lame d'eau circulant entre deux lentilles. L'espacement entre ces dernières est modifiable. Cependant, par manque de matériel, les autres chemins optiques n'ont pu être testés. Il est néanmoins possible qu'une configuration différente puisse améliorer la précision et la stabilité.

TABLEAU 16. RÉSULTATS DES TESTS DE LA SONDE NICO (TRIOS) LORS DE MESURES DE SOLUTIONS AUX CONCENTRATIONS CONNUES

Concentration préparée ($\text{NO}_3 - \text{ppm}$)	Concentration mesurée ($\text{NO}_3 - \text{ppm}$)	Erreur (%)
0	0,93	blanc
1	1,26	26
2	2,03	1,5
4	3,98	0,5
10	9,65	3,5
50	48,22	3,56
100	97,42	2,58
200	162,01	18,99
400	268,96	32,76

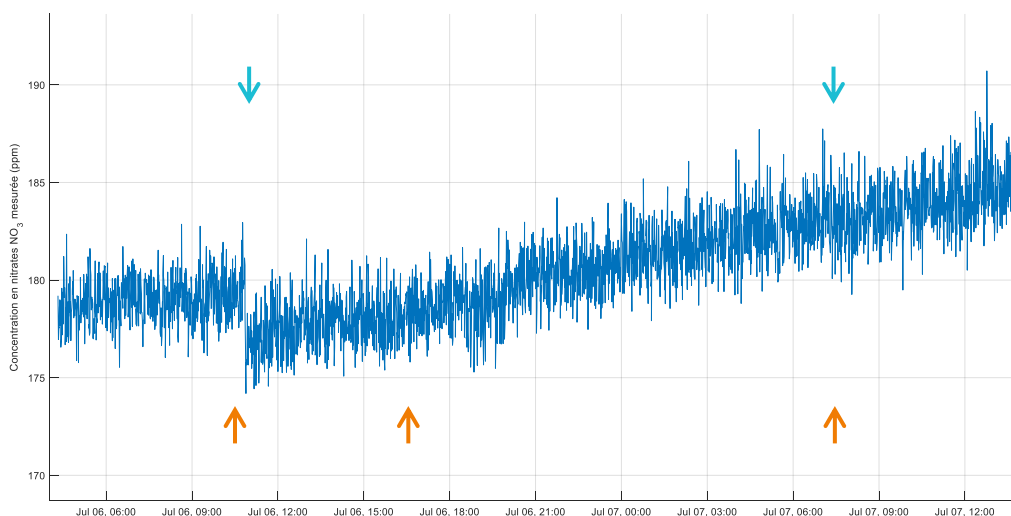


FIGURE 31. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE TRIOS PENDANT UNE PÉRIODE DE 30 H, COMPRENANT 3 NOURRISAGES (FLÈCHES ORANGES) ET 2 AJOUTS D'EAU FRAÎCHE (FLÈCHES BLEUES)

3.2.3 LIBELIUM

La sonde à nitrates *Libelium* a été calibrée suivant les instructions du fabricant, à l'aide de solutions de nitrates aux concentrations connues, préparées en laboratoire et à la température de l'aquarium. Une fois plongée dans l'aquarium, les mesures dérivent rapidement pour atteindre des valeurs plus stables mais fausses (Figure 32). Les différences de températures sont écartées des causes possibles expliquant ce comportement. Il est alors très probable que des ions, autres que le nitrate et présents dans l'aquarium interfèrent avec la mesure.

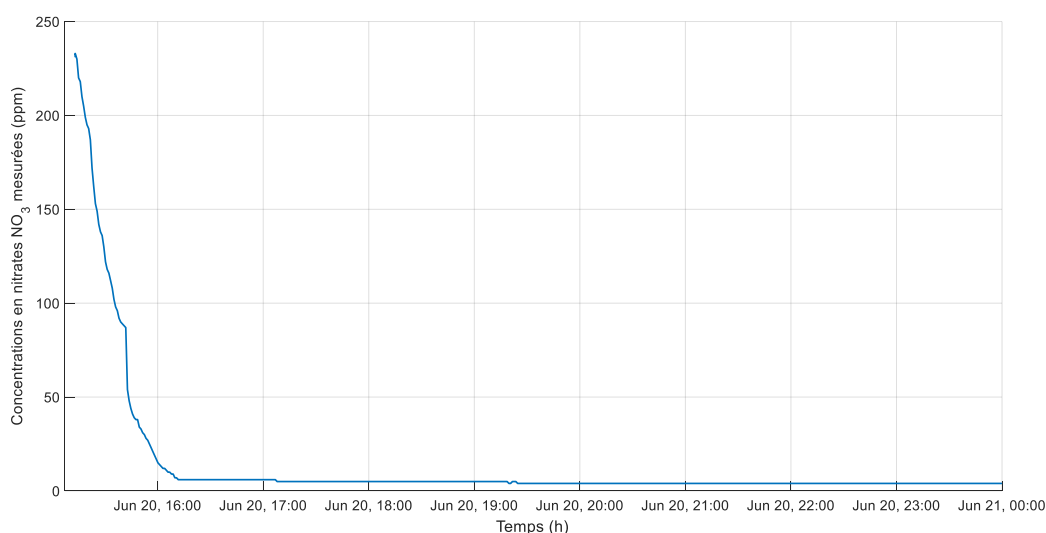


FIGURE 32. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE ISE LIBELIUM PENDANT UNE PÉRIODE DE 4 H, SUIVANT UNE CALIBRATION EN SOLUTIONS AUX CONCENTRATIONS CONNUES

Afin de mieux comprendre le comportement de la sonde, un test a été réalisé dans de l'eau du robinet au repos pendant 5 jours (Figure 33). Au lieu d'afficher les résultats en termes de concentrations de nitrates, c'est la différence de potentiel présente entre l'électrode de référence et l'électrode à nitrates qui est utilisée ici. Cette valeur est la mesure brute, avant toute transformation par une droite de calibration.

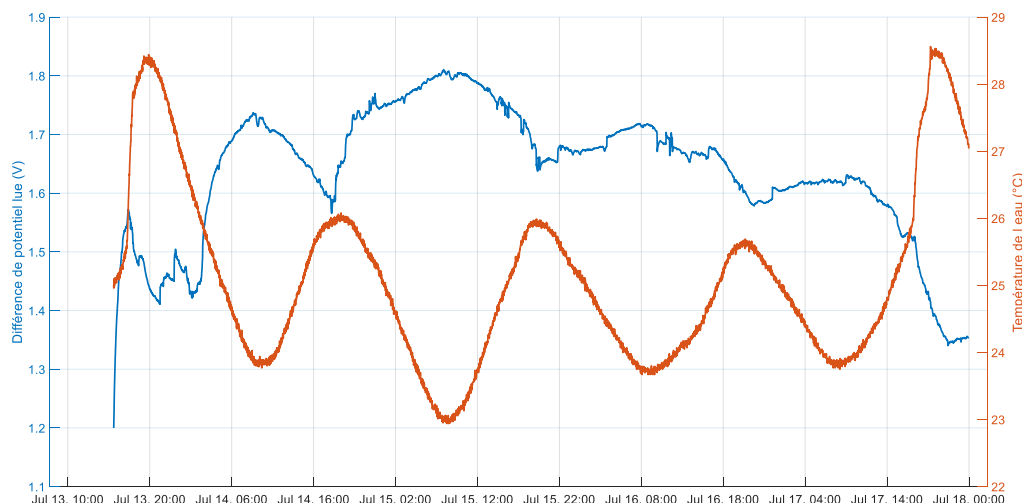


FIGURE 33. DIFFÉRENCE DE POTENTIEL ENTRE LES ÉLECTRODES DE LA SONDE À NITRATES LIBELIUM ET TEMPÉRATURE D'UN RÉCIPIENT D'EAU DU ROBINET AU REPOS PENDANT 5 JOURS

L'effet de la température sur la mesure est visiblement important. Une différence de 2,5 °C provoque une variation de 0,15 V ce qui peut amener à des erreurs de 100 ppm de nitrates, en fonction de l'équation de calibration, qui est de forme logarithmique. La température de l'aquarium ne varie cependant pas de plus de 1 °C grâce à sa régulation thermique.

La sonde *Libelium* a été testée en immersion continue dans l'aquarium, pendant une semaine. Les valeurs brutes de différences de potentiel ont été enregistrées et la transformation en concentrations en nitrates a été réalisée *a posteriori*. Afin de calculer différentes relations entre la concentration en nitrates et la différence de potentiel, les valeurs des concentrations ont été mesurées parallèlement par la sonde à UV *NICO (Trios)*. Il n'a pas été possible de réaliser une calibration unique, à cause de l'incohérence des données. Un comportement normal de la sonde montre une diminution de la différence de potentiel lue lorsque les concentrations augmentent. Or, les données ont montré que ce comportement se confirmait uniquement entre les périodes d'ajout d'eau. Cependant, à chaque ajout d'eau fraîche, la courbe n'est plus juste et une nouvelle calibration est nécessaire. La Figure 34 montre les résultats des sondes *Trios* et *Libelium* (calibrée sur les données de 24 h), durant une journée. Les résultats de la sonde *Libelium* sont plus stables mais oscillent toujours avec les cycles thermiques. De plus, celle-ci présente un comportement erratique non expliqué aux alentours de 8h00.

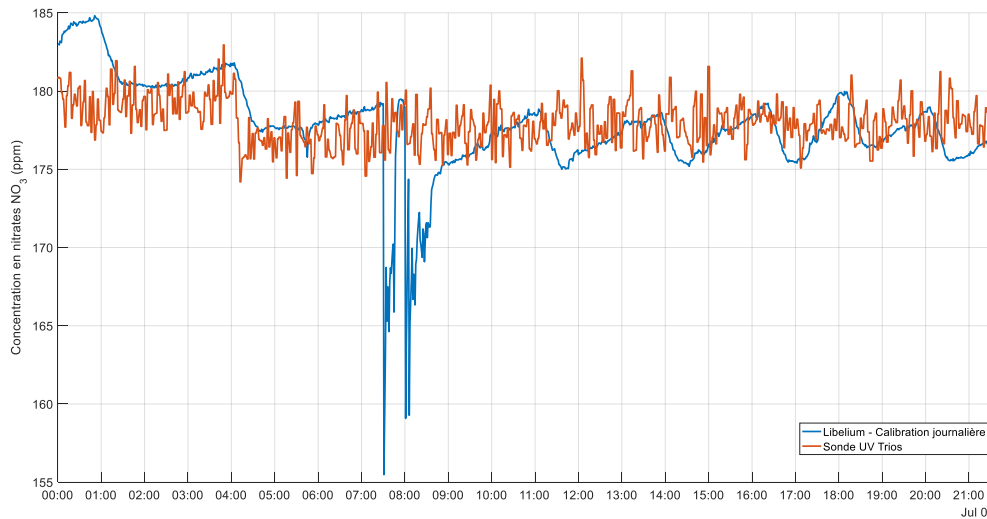


FIGURE 34. MESURE CONTINUE DE LA CONCENTRATION EN NITRATES PAR LA SONDE À UV TRIOS ET PAR LA SONDE LIBELIUM CALIBRÉE QUOTIDIENNEMENT GRÂCE AUX VALEURS DE LA SONDE TRIOS

3.2.4 RÉSULTATS

Suite aux résultats obtenus pour les différentes méthodes de mesure de la concentration en nitrates, l'absorption UV a été sélectionnée comme étant la méthode la plus précise, juste et robuste de la mesure de la concentration en nitrates d'une solution. Les évolutions des concentrations au sein du système aquaponique, au cours de l'expérimentation, sont représentées en Figure 35. Ces mesures sont ensuite utilisées comme valeurs de référence au sein du modèle.

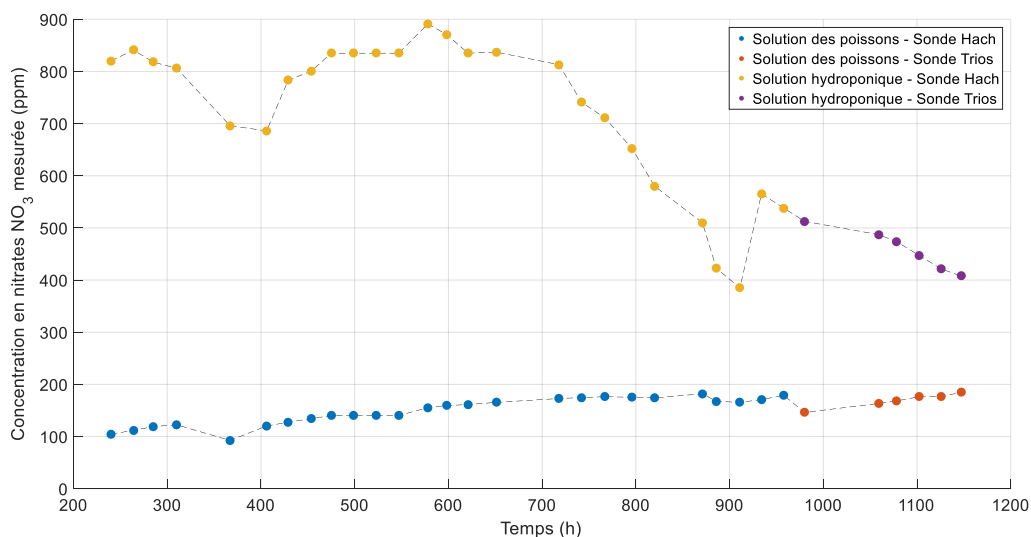


FIGURE 35. ÉVOLUTION DES CONCENTRATIONS EN NITRATES MESURÉES PAR LES SONDES DANS LES DEUX SOLUTIONS DU SYSTÈME, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION COMPLÈTE

3.3 RÉSULTATS DU MODÈLE

3.3.1 CROISSANCE DES POISSONS

Les différents estimateurs de qualité du modèle (RMSE et équation de la droite de régression, fournis en Figure 38) permettent d'affirmer que le modèle estime de façon satisfaisant la croissance des poissons (Figures 36 et 37). Les modèles de taille et de poids montrent que les plus petits poissons auraient dû croître de façon plus importante. Comme expliqué plus tôt, cela est probablement dû à une compétition trophique.

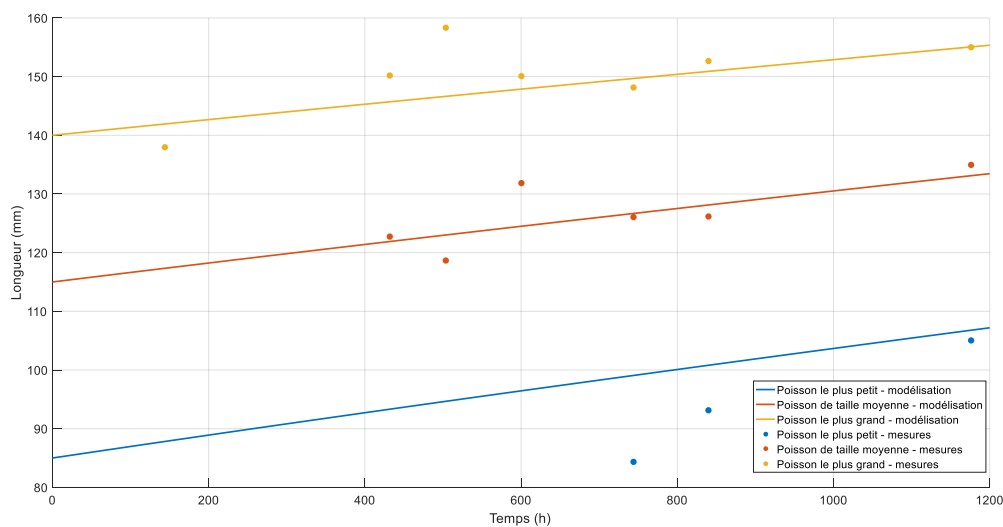


FIGURE 36. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES LONGUEURS DES 3 POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

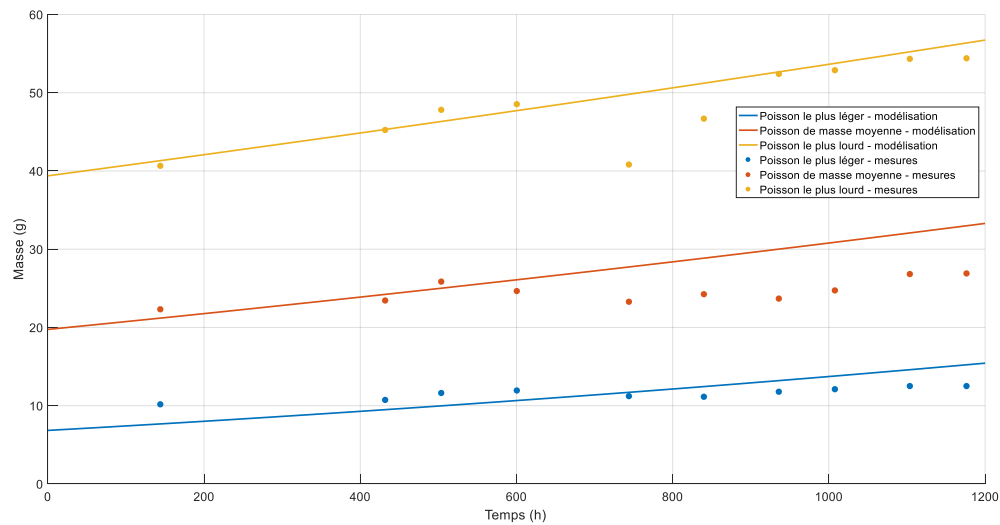


FIGURE 37. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES MASSES DES 3 POISSONS SUIVIS AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

Le graphique de la Figure 38 montre les masses modélisées des 3 poissons par rapport aux masses mesurées. La droite de régression est proche de $y = x$ avec un bon R^2 . La RMSE totale est petite et vaut 3,31 g. Les valeurs des RMSE individuelles normalisées permettent toutefois de mieux cibler les faiblesses du modèle. Ainsi, les masses modélisées des poissons 1 et 2 s'éloignent relativement plus des masses mesurées que celles du poisson 3. Cela confirme que le modèle prédit mieux l'évolution de masse du plus gros poisson.

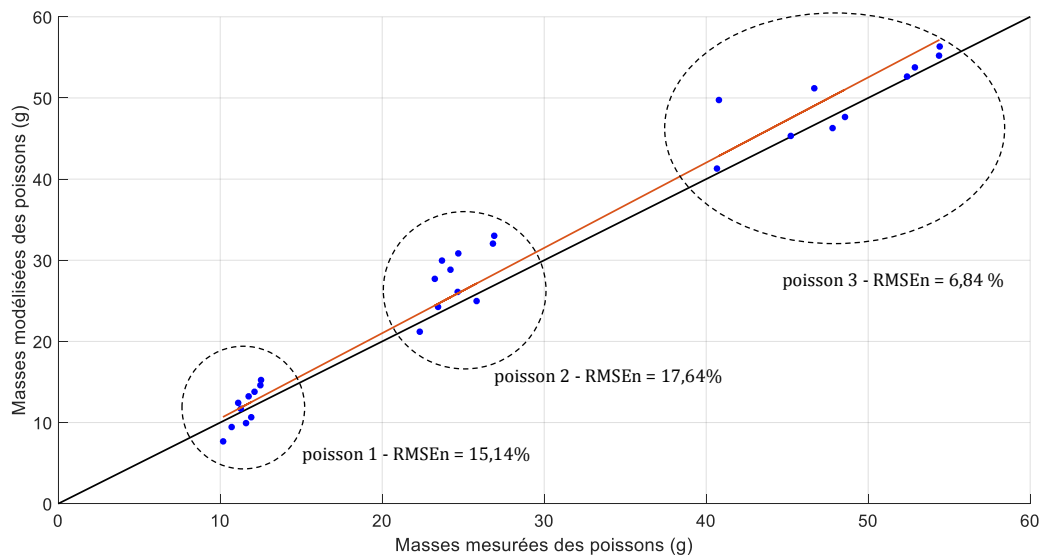


FIGURE 38. COMPARAISON DES MASSES MODÉLISÉES ET DES MASSES MESURÉES, $Y = X$ EST REPRÉSENTÉE EN NOIR ET LA DROITE DE RÉGRESSION EST REPRÉSENTÉE EN ROUGE ($Y = 1,0507X$; $R^2 = 0,9678$), LE POISSON 1 EST LE PLUS LÉGER, LE POISSON 2 EST LE PLUS PROCHE DE LA MASSE MOYENNE ET LE POISSON 3 EST LE PLUS LOURD

Le modèle fournit les courbes de croissance de chaque laitue au cours du temps. La Figure 39 montre la croissance de seulement 3 d'entre-elles dans un souci de clarté. Une cassure de pente est observable lors de la modification de l'intensité lumineuse.

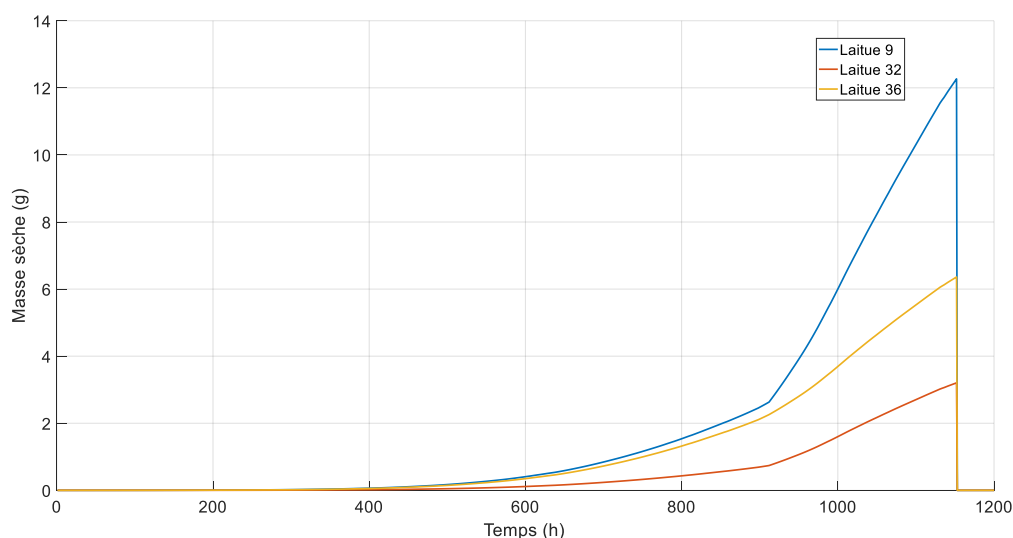


FIGURE 39. ÉVOLUTION DES MASSES SÈCHES MODÉLISÉES DES PARTIES AÉRIENNES DE 3 LAITUES DE MASSES FINALES TRÈS DIFFÉRENTES, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

Le graphique de la Figure 40 montre les masses finales modélisées des 96 laitues par rapport aux masses mesurées. La droite de régression est sous $y=x$, ce qui veut dire que les masses modélisées sont, en moyenne, inférieures aux masses mesurées. La RMSE vaut 0,8436 g, ce qui est très bas. Cette petite valeur atteste de la qualité du modèle quant aux prédictions des courbes de croissance des laitues.

Certaines masses restent toutefois problématiques. Par exemple, les laitues 5 et 21 ont été récoltées le même jour. Elles présentent des masses mesurées tout à fait similaires mais modélisées très différentes. Au cours de l'expérimentation, la laitue 5 a reçu plus de deux fois plus d'énergie lumineuse. Le modèle réagit linéairement à la quantité de lumière et il est dès lors normal que les masses modélisées soient différentes. Un facteur limitant absent du modèle ou des différences génétiques peuvent être à l'origine de cette différence.

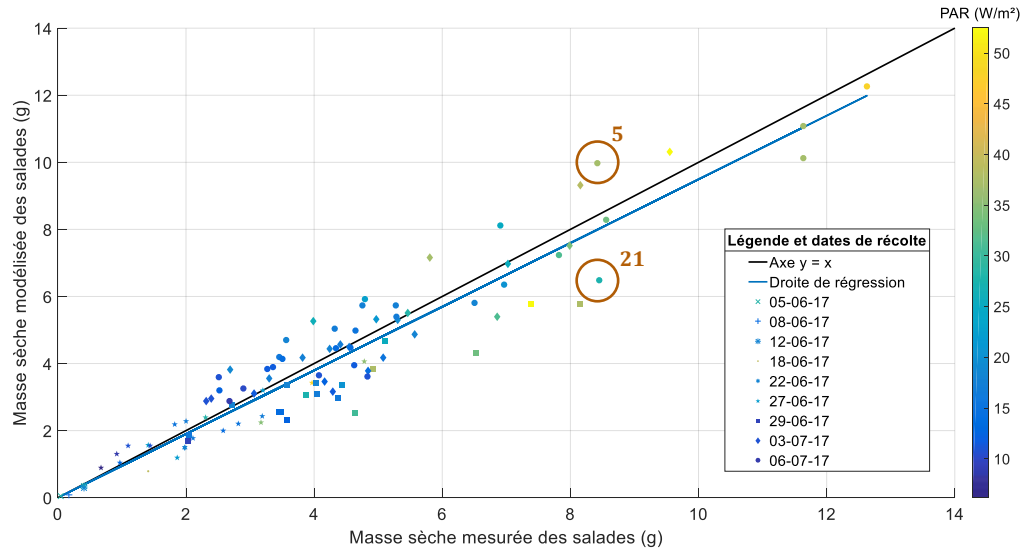


FIGURE 40. COMPARAISON DES MASSES MODÉLISÉES ET DES MASSES MESURÉES EN FONCTION DE LEUR DATE DE RÉCOLTE ET DE L'ÉNERGIE LUMINEUSE REÇUE APRÈS LA MODIFICATION, $Y = X$ EST REPRÉSENTÉE EN NOIR ET LA DROITE DE RÉGRESSION EST REPRÉSENTÉE EN BLEU ($Y = 0,9492X$; $R^2 = 0,8905$)

3.3.3 DYNAMIQUE DE L'AZOTE

La dynamique de l'azote est représentée sous la forme de production et consommation cumulées de nitrates au cours de l'expérimentation (Figure 41) et sous forme de l'évolution des concentrations dans les deux compartiments du système (Figure 42). Le graphique de la Figure 41 permet de voir que la consommation totale dépasse largement la production totale. L'indice de dimensionnement du système modélisé est ici égal à 0,5026, ce qui indique qu'il faut diminuer de ~ 2 le nombre de laitues ou augmenter de ~ 2 la production de nitrates afin d'équilibrer le système. L'augmentation de la production peut se faire en densifiant la population de poissons et/ou en augmentant les quantités de nourriture fournies.

Les graphiques des Figures 43 et 44 montrent que, globalement, le modèle surestime les concentrations en nitrates. Les RMSE valent 13,6 ppm et 90,5 ppm pour les concentrations de l'aquarium et de la solution hydroponique, respectivement. Ces valeurs sont relativement élevées. La Figure 42 montre toutefois que le modèle fournit une dynamique très similaire à celle mesurée et que celle-ci peut être utilisée pour prédire le comportement du système et aider quant à la gestion de ce dernier.

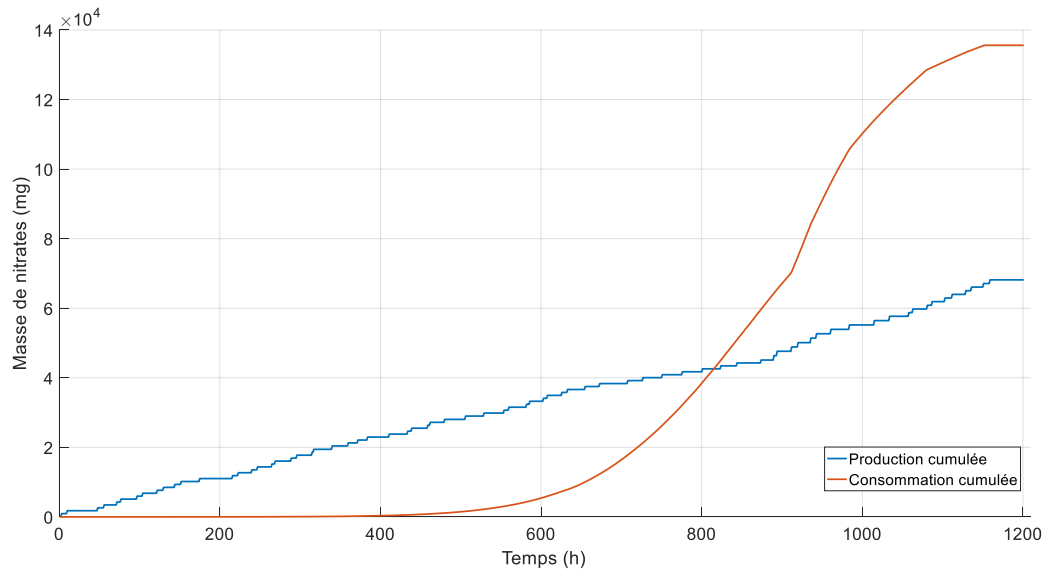


FIGURE 41. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES DE LA PRODUCTION ET DE LA CONSOMMATION EN NITRATES AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

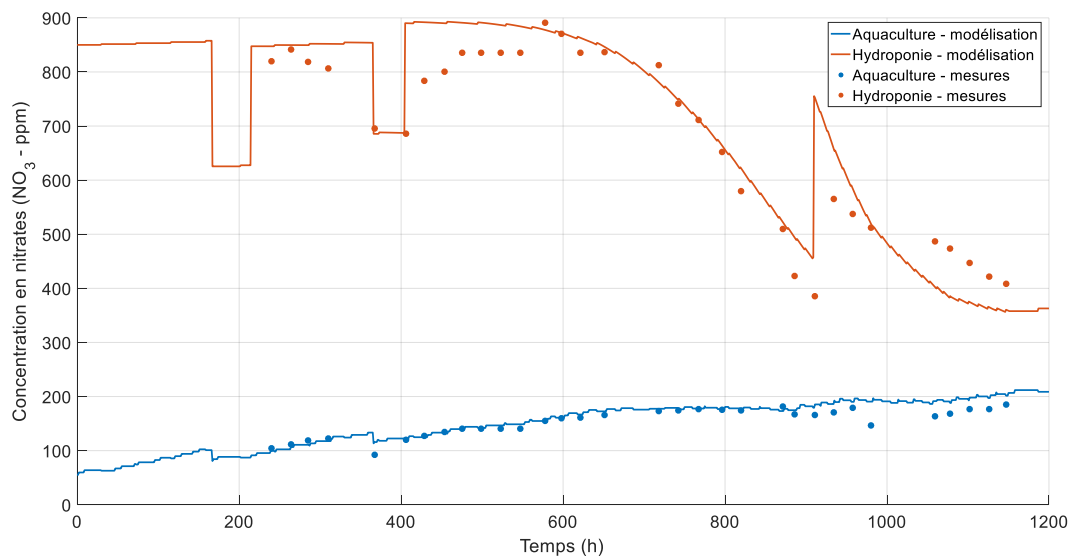


FIGURE 42. ÉVOLUTIONS MODÉLISÉES ET MESURÉES DES CONCENTRATIONS EN NITRATES AU SEIN DU SYSTÈME AQUAPONIQUE, AU COURS DE L'EXPÉRIMENTATION

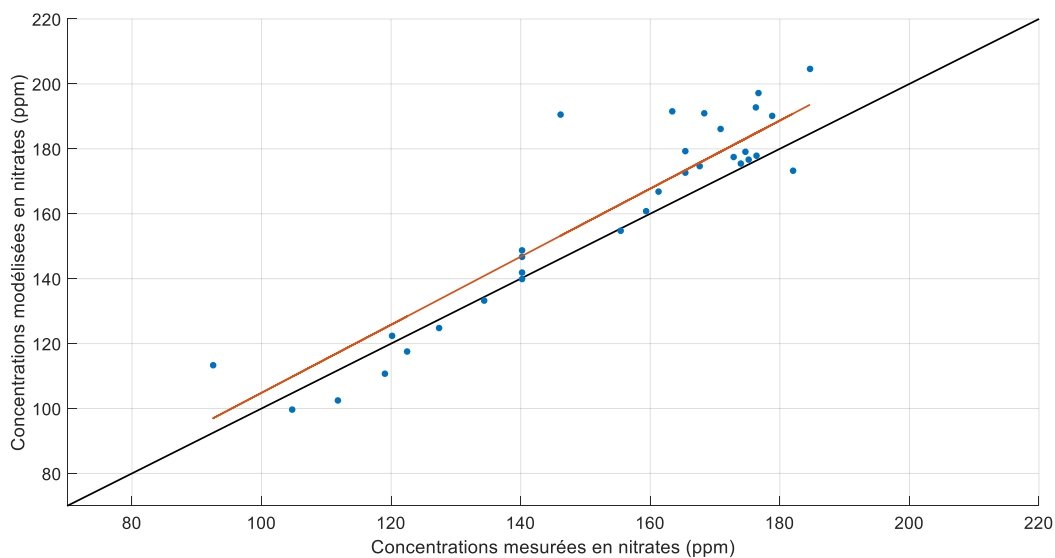


FIGURE 43. COMPARAISON DES CONCENTRATIONS EN NITRATES MODÉLISÉES ET MESURÉES DE L'EAU DES POISSONS, $Y = X$ EST REPRÉSENTÉE EN NOIR ET LA DROITE DE RÉGRESSION EST REPRÉSENTÉE EN ROUGE ($Y = 1,0484X$; $R^2 = 0,8572$)

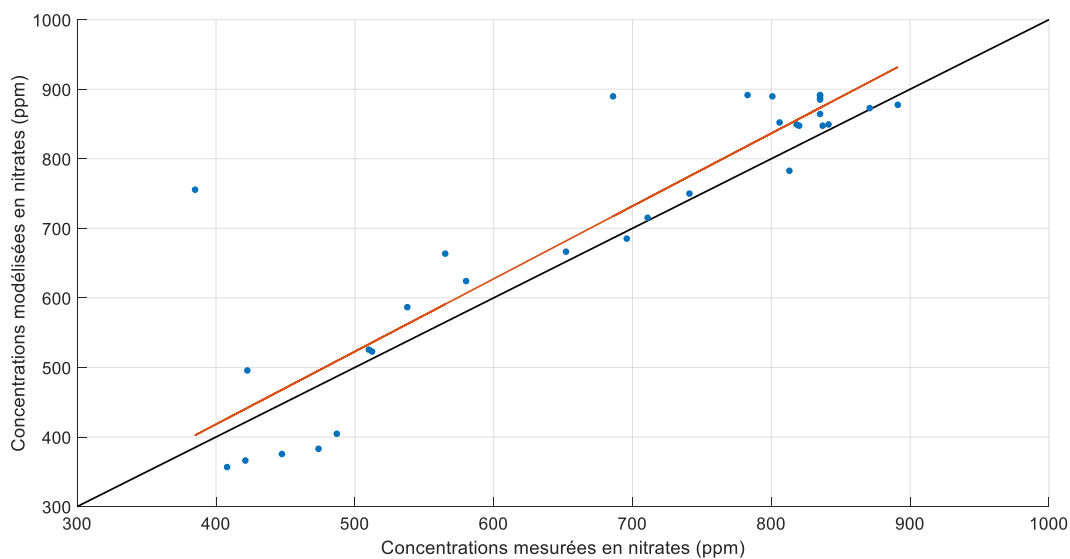


FIGURE 44. COMPARAISON DES CONCENTRATIONS EN NITRATES MODÉLISÉES ET MESURÉES DE LA SOLUTION HYDROPONIQUE, $Y = X$ EST REPRÉSENTÉE EN NOIR ET LA DROITE DE RÉGRESSION EST REPRÉSENTÉE EN ROUGE ($Y = 1,0457X$; $R^2 = 0,7925$)

Sur un système productif réel, les mesures des valeurs des variables d'état ne seraient pas nécessairement effectuées aussi régulièrement qu'elles ne l'ont été au cours de cette expérimentation. De plus, un tel système serait probablement conçu de façon à fournir une production constante en utilisant plusieurs générations animales et végétales simultanément. Un modèle qui étudie un cycle de production complet perd alors de sa valeur là où un modèle continu et ajustable semble plus intéressant. Les quelques valeurs des mesures effectuées peuvent toutefois servir à réinitialiser le modèle en cours de production.

Cette façon de procéder peut être appliquée à tous les paramètres mesurés. Le Tableau 17 présente les résultats de qualité de prédiction obtenus lorsque le modèle a été calibré pour la concentration en nitrates de l'aquarium en fonction du nombre de points de calibration. Les graphiques correspondants sont repris en Annexe 5.

Il apparaît directement que la RMSE diminue et que le coefficient angulaire de la droite de régression se rapproche de l'unité lorsque le nombre de points de calibration augmente. Une réinitialisation régulière permet alors au modèle de ne pas s'éloigner de la réalité de façon excessive et s'avère nécessaire dans le cas du suivi d'un système continu.

TABLEAU 17. QUALITÉ DE LA PRÉDICTION DES CONCENTRATIONS EN NITRATES AU SEIN DE L'AQUARIUM EN FONCTION DU NOMBRE DE POINTS DE RÉINITIALISATION EN COURS D'EXPÉRIMENTATION

Nombre de points de réinitialisation	Equation de la droite de régression	R ²	RMSE (ppm)
0	$y = 1,0484x$	0,8572	13,6
2	$y = 1,0056x$	0,8676	9,5
4	$y = 0,9950x$	0,8348	8,9
nombre de points de mesure	$y = x$	1	0

4 CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

L'objectif de l'étude était de développer un modèle aquaponique permettant de décrire la dynamique du cycle de l'azote. Dans un second temps, un système aquaponique expérimental devait permettre de produire des données nécessaires à l'ajustement et la validation du modèle, tout en portant une attention particulière sur la quantification des concentrations en nitrates.

Le système expérimental a permis de produire un ensemble de données intéressantes et utiles quant au développement du modèle. Ainsi, des comportements inattendus ont pu être observés tels que l'augmentation de l'électro-conductivité en début d'expérience ou encore la création d'un mélange tampon au sein de la solution nutritive. Des faiblesses du système ont pu être mises en avant, telles que la compétition des poissons envers la nourriture ou le manque de lumière à des stades de croissance essentiels des laitues. L'expérience pourrait maintenant être reproduite avec différentes espèces mais aussi avec d'autres modalités. Il serait également intéressant de modifier la taille du système afin d'en évaluer la stabilité et d'observer des effets d'échelles. En outre, l'aquaponie se dirige aujourd'hui vers des architectures plus complexes telles que les installations hydrides ou les systèmes découplés à réservoirs intermédiaires. Celles-ci sont plus performantes et diminuent drastiquement les besoins en eau et en nutriments tout en se rapprochant des conditions idéales de développement. Il serait dès lors profitable de développer la modélisation et la mise en expérimentation de ces systèmes.

Les mesures de la concentration en nitrates réalisées ont permis d'acquérir une expertise quant aux caractéristiques des différentes méthodes. La photométrie par absorption UV est indéniablement la méthode la plus confortable et rapide. Celle-ci évite tout risque de dégradation de l'échantillon en mesurant directement au sein du milieu. De plus, elle offre une mesure continue et permet d'étudier des phénomènes dynamiques rapides. Les analyses en laboratoires semblent fournir des résultats valables. Toutefois, les manipulations sont longues et une grande méticulosité est attendue de la part de l'expérimentateur. De plus, de nombreuses incertitudes entourent la conservation et la dégradation des échantillons. Finalement, la sonde ISE ne fournit que difficilement des résultats valables. Les mesures dérivent trop rapidement et les calibrations in situ ne sont possibles que par l'intermédiaire d'un autre dispositif de mesure.

Le modèle développé est fonctionnel sur une échelle de temps très courte et sa structure permet de s'accommoder d'une multitude d'entrées réalistes très précises. De cette façon, il permet d'étudier l'évolution de chaque individu en fonction des conditions environnementales réelles. De plus, le modèle permet d'illustrer la complexité des phénomènes dynamiques des systèmes aquaponiques et constitue un outil de conception et de gestion efficace. Si les comportements prédits fournis peuvent encore gagner en finesse, ces derniers sont toutefois très proches de la réalité. En effet, les coefficients angulaires des droites de régression ne diffèrent jamais de plus de 6% du coefficient unitaire et les dynamiques présentées sont représentatives des évolutions observées.

Par ailleurs, le modèle développé présente l'avantage de travailler avec des équations généralistes et sous la forme de fonctions indépendantes, ce qui le rend très modulable. Il serait dès lors aisé et intéressant d'adapter l'utilisation de celui-ci à différentes associations plantes-poissons. De plus, la présence d'autres ions essentiels tels que le potassium et le phosphore enrichirait d'autant plus l'intérêt envers le modèle. En outre, le développement d'une interface graphique interactive faciliterait l'accès à l'utilisateur. La diversité des architectures des systèmes représente un aspect essentiel de l'aquaponie qui n'est pas présenté dans ce travail. Il est toutefois coûteux de mettre en place des expérimentations visant à comparer les différentes installations. Le modèle pourrait également être développé dans ce sens et proposer divers types de fonctionnement.

Enfin, les systèmes connectés aux utilisateurs en permanence permettent une gestion intelligente à distance et tiendront une place essentielle dans l'avenir des systèmes de production. Le modèle présenté dans cette étude pourrait constituer une partie élémentaire d'une application de gestion dédiée. Même si des erreurs existent, celui-ci répond aux attentes et prédit efficacement le développement animal et végétal et les dynamiques de l'azote. De plus, il est facilement imaginable de diminuer ces erreurs en actualisant les variables d'état à chaque incrémentation grâce au système de mesures. Les prédictions n'en seraient que plus sûres et pourraient être utilisées en tant qu'arguments de base pour des outils d'aide à la décision.

5 REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Alderman, S., 2015. *The pratically and sustainablity of aquaponic agriculture versus traditional agriculture with emphasis on application in the middle*. San Marcos: s.n.
- Andriolo, J. L. et al., 2005. Growth and yield of lettuce plants under salinity. *Horticultura Brasileira*, 23(4), pp. 931-934.
- Aquasystematique, 2013. *L'oxygène dans l'aquarium (Oxydator)*. [En ligne] Available at: <http://aquasystematique.com/2014/01/03/l-oxygene-dans-l-aquarium-oxydator/> [Accès le 31 07 2014].
- Badea, M. et al., 2001. New electrochemical sensors for detection of nitrites and nitrates. *Journal of electroanalytical Chemistry*, Volume 509, pp. 66-72.
- Basso, B., Pezzuolo, A., Marinello, F. & Sartori, L., 2014. Using SALUS Model for medium and long term simulations of ernergy efficiency in different tillage systems. *Applied Mathematical Sciences*, VIII(129), pp. 6433-6445.
- Bierhuizen, J. F. & Wagenvoort, W., 1974. Some aspects of seed germination in vegetables. 1. The determination and application of heat sums and minimum temperature for germination. *Scientia Horticulturae*, Issue 2, pp. 213-219.
- Bobak, C. & Kunze, H., 2016. *Modelling an Aquaponic Ecosystem Using Ordinary Differential Equations*. Guelph: Springer.
- Bohl, M., 1977. Some initial aquaculture experiments in recirculating water systems. *Aquaculture*, Volume 11, pp. 323-328.
- Brechner, M., Both, A. & Staff, C., 2013. *Hydroponic Lettuce handbook*. New York: Cornell University.
- Brisson, N., Launay, M., Mary, B. & Beaudoin, N., 2009. *Conceptual basis formalisations and parametrization of the STICS crop model*. Versailles: Editions Quae.
- Chapman, C. et al., 2012. *Collaboration for Aquaponics Sustainable Energy : A Low Carbon Emitting Energy Source for Urban Aquaponics Systems*. Milwaukee: Milwaukee School of engineering.

- Chapman, P. & Mostert, S. A., 2010. Does freezing of nutrient samples cause analytical errors ?. *South African Journal of Marine Science*, 9(1), pp. 239-247.
- Delaide, B. et al., 2016. Lettuce (*Lactuca sativa* L. var. Sucrine) Growth Performance in Complemented Aquaponic Solution Outperforms Hydroponics. *Water*, 8(10), pp. 467-477.
- Diaz, R., Rabalais, N. N. & Breitburg, D. L., 2012. *Agriculture's impact on aquaculture: hypoxia and eutrophication in marine waters*, Louisiana: OECD Publishing.
- Dumont, B., 2014. *Incertitudes liées à la modélisation agro-environnementale en vue de développer des outils d'aide à la décision*. Liège: s.n.
- FAO, 2009. *Global agriculture towards 2050: How to feed the world, 2050*. Rome: s.n.
- FAO, 2014. *Small-scale aquaponic food production: Intergrated fish and plant farming*. Rome: s.n.
- FAO, 2015. *A guide to recirculation aquaculture: An introduction to the new environmentally friendly and highly productive closed fish farming systems*. s.l.:s.n.
- FAO, 2016. The state of world fisheries and aquaculture 2016. *Contributing to food security and nutrition for all*. Rome. , p. 200.
- FIBL & IFOAM INTERNATIONAL, 2016. *The world of organic agriculture : statistics and emerging trends*. Frick: s.n.
- Freitag, A. R. et al., 2015. Effects of elevated nitrate on endocrine function in Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Aquaculture*, Volume 436, pp. 8-12.
- Goddek, S. et al., 2016. Navigating towards Decoupled Aquaponic Systems: A System Dynamics Design Approach. *Water*, 8(303).
- Graber, A. & Junge, R., 2009. Aquaponic systems : nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalinisation*, Issue 246, pp. 147-156.
- Hargreaves, J. A. & Tucker, C. S., 2004. *Managing ammonia in fish ponds*. s.l.:Southern Regional Aquaculture Center.
- Hostiou, N. et al., 2014. L'élevage de précision; quelles conséquences pour le travail des éleveurs. *INRA Production Animale*, 27(2), pp. 113-122.

Jebsen, J. W., 1962. *Proteins in fish muscle*. s.l.:s.n.

Kacjan, N. & Osvald, J., 2002. Effects of Different Nitrogen Levels on Lettuce Growth and Nitrate Accumulation in Iceberg Lettuce (*Lactuca sativa* var. *capitata* L.) Grown Hydroponically under Greenhouse Conditions. *Gartenbauwissenschaft*, 57(4), pp. 128-134.

Katsanevakis, S., 2006. Modelling fish growth: Model selection, multi-model inference and model selection uncertainty. *Fisheries Research*, Issue 81, pp. 229-235.

Kloas, W. et al., 2015. A new concept for aquaponic systems to improve sustainability, increase productivity, and reduce environmental impacts. *Aquaculture environment interactions*, Volume 7, pp. 179-192.

Kozai, T., Niu, G. & Takagaki, M., 2016. *Plant Factory An Indoor Vertical Farming System for Efficient Quality Food Production*. s.l.:Elsevier.

Kumar, N. H., Baskaran, S., Hariraj, S. & Krishnan, V., 2016. *An Autonomous Aquaponics System using 6LoWPAN based WSN*. s.l.:s.n.

Lennard, W. A. & Leonard, B. V., 2006. A comparison of three different hydroponic sub-systems (gravel bed, floating and nutrient film technique) in an Aquaponic test system. *Aquacult Int*, Issue 14, pp. 539-550.

Lennard, W. A. & Leonard, B. V., 2006. A comparison of three different hydroponic sub-systems (gravel bed, floating and nutrient film technique) in an Aquaponic test system. *Aquaculture International*, Volume 14, pp. 539-550.

Lin, C. K. & Yi, Y., 2003. Minimizing environmental impacts of freshwater aquaculture and reuse of pond effluents and mud. *Aquaculture*, Issue 26, pp. 56-68.

Lopes, S. J., Neto, D. D., Lanfron, P. A. & Jasiewicz, L. R., 2004. Models to estimate phytomass accumulation of hydroponic lettuce. *Scientia Agricola*, 61(4), pp. 392-400.

Lorenzoni, M. et al., 2007. Growth and reproduction of the goldfish *Carassius auratus*: a case study from Italy. *Gherardi: Biological Invaders in Inland Waters*, pp. 259-274.

Martins, C. et al., 2010. New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: A perspective on environmental sustainability. *Aquaculture Engineering*, Volume 43, pp. 83-98.

- McBratney, A., Whelan, B. & Ancev, T., 2005. Futur directions of precision agriculture. *Precision agriculture*, Volume 6, pp. 7-23.
- Morgan, D. L. & Beatty, S. J., 2007. Feral Goldfish (*Carassius auratus*) in Western Australia: a case study from the Vasse River. *Journal of the Royal Society of Western Australia*, Issue 90, pp. 151-156.
- Neto, R. M. & Ostrensky, A., 2013. Nutrient load estimation in the waste of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) reared in cages in tropical climate conditions. *Aquaculture Research*, Issue 46, pp. 1309-1322.
- Ostrow, M., 2003. *Goldfish : A complete pet owner's manual*. New-York: Barron's.
- Perlman, D. F. & Goldstein, L., 1988. Nitrogen Metabolism. Dans: *Shuttleworth T.J. (eds) Physiology of Elasmobranch fishes*. Berlin, Heidelberg: Springer, pp. 253-275.
- Piedrahita, R. H., 2003. Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. *Aquaculture* 226, pp. 35-44.
- Pons, M.-N. et al., 2016. Nitrates monitoring by UV-vis spectral analysis. *Ecohydrology & Hydrobiology*, Volume 121, pp. 46-52.
- Rakocy, J. E., 2012. Aquaponics - Integrating fish and plant culture. Dans: *Aquaculture Production Systems*. s.l.:John Wiley & Sons, pp. 343-386.
- Scott, J., 2002. *Evolution of Aquaponics*. Aquaponics Journal éd. s.l.:Nelson and Pade.
- Seginer, I., 2003. A dynamic model for nitrogen-stressed lettuce. *Annals of Botany*, Issue 91, pp. 623-635.
- Soares, H. R. et al., 2015. Lettuce growth and water consumption in NFT hydroponic system using brackish water. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, pp. 636-642.
- Sosulski, F. W. & Imafidon, G. I., 1990. Amino acid composition and Nitrogen-to-Protein conversion factors for animal and plant foods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, Issue 38, pp. 1351-1356.
- Tei, F., Scaife, A. & Aikman, D. P., 1996. Growth of Lettuce, Onion, and Red Beet. 1. Growth Analysis, Light Interception, and Radiation Use Efficiency. *Annals of Botany*, Issue 78, pp. 633-643.

- Thompson, H. C., Langhans, R. W., Both, A.-J. & Albright, L. D., 1998. Shoot and root temperature effects on lettuce growth in a floating hydroponic system. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 3(123), pp. 361-3646.
- Treftz, C. & Omaye, S. T., 2015. Comparison between hydroponic and soil systems for growing strawberries in a greenhouse. *International Journal of Agriculture Extension*, Issue 03, pp. 195-200.
- Trejo-Tellez, L. I. & Gomez-Merino, F. C., 2012. *Nutrient solutions for hydroponic systems*. Rijeka: Intech.
- Turchin, P., 2001. *Complex population dynamics : a theoretical/empirical synthesis*. Connecticut: s.n.
- Vercambre, G. & Adamowicz, S., 1996. Dosage de l'ion nitrate en solution nutritive et en présence de polyéthylène glycol par spectrométrie UV. *agronomie*, Volume 16, pp. 73-87.
- Westin, D. T., 1974. Nitrate and nitrite toxicity to Salmonoid. *The Progressive Fish-Culturist*, 36(2), pp. 86-89.
- Wik, T. E., Lindén, B. T. & Wramner, P. I., 2009. Integrated dynamic aquaculture and wastewater treatment modelling for recirculating aquaculture systems. *Aquaculture*, Issue 287, pp. 361-370.
- Xia, F., Yang, L. T., Wang, L. & Vinel, A., 2012. Internet of Things. *International Journal of Communications Systems*, Issue 25, pp. 1101-1102.
- Zhen, H. et al., 2015. Effect of plant species on nitrogen recovery in aquaponics. *Bioresource Technology*.

6 ANNEXES

6.1 ANNEXE 1: RÉSULTATS DE L'ANALYSE DE LA NOURRITURE DES POISSONS PAR LA MÉTHODE DE KJELDAHL

Numéro d'échantillon	Poids [g]	Titran HCl 1N [ml]	Erreur Relative	%N
1	1,0050	40,5897	-0,07%	5,71505005
2	1,0160	40,1232	-0,07%	5,71120049
3	1,0073	40,2330	-0,55%	5,6777908
4	1,0026	40,2016	-0,55%	5,64688799
			Moyenne	5,68773233

6.2 ANNEXE 2 : PHOTOS, POIDS ET NUMÉROS D'IDENTITÉ DES POISSONS (25/07/2017)

#	Poids [g]	Photo	#	Poids [g]	Photo
1	19,15		5	25,29	
2	26,11		6	11,81	
3	26,06		7	26,99	
4	23,72		8	37,31	

#	Poids [g]	Photo	#	Poids [g]	Photo
9	19,57		14	20,43	
10	10,17		15	20,83	
11	21,27		16	24,97	
12	14,32		17	19,7	
13	40,67		18	21,64	

#	Poids [g]	Photo	#	Poids [g]	Photo
19	22,3		-	-	-

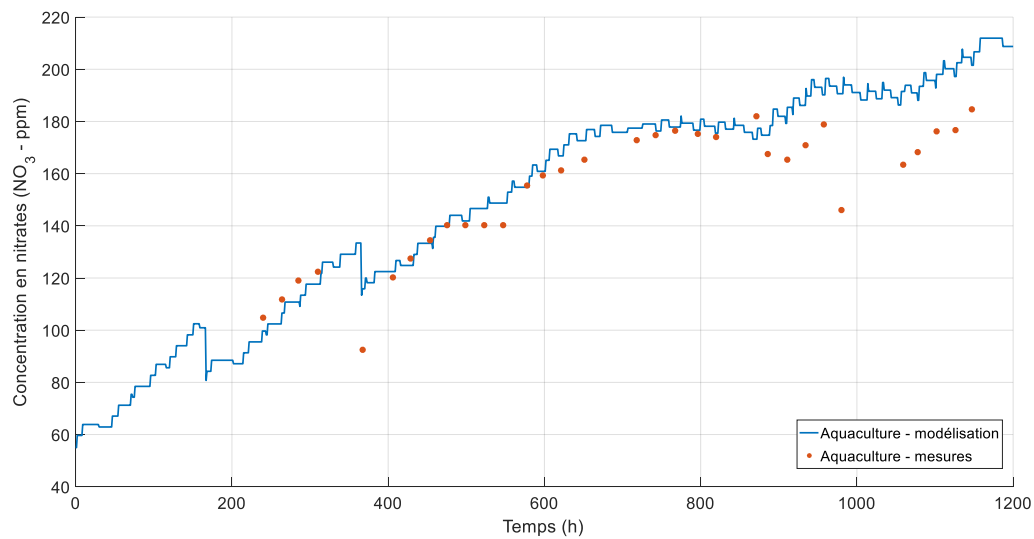
6.3 ANNEXE 3 : NOURRISSAGES DES POISSONS

Date	Heure	Quantité (g)	Date	Heure	Quantité (g)
20-05-2017	19h00	4,45	13-06-2017	13h40	4,07
22-05-2017	08h30	4,01	13-06-2017	17h30	4,08
22-05-2017	17h15	3,99	14-06-2017	11h00	4,04
23-05-2017	09h10	3,97	14-06-2017	16h00	4,04
23-05-2017	14h00	4,01	15-06-2017	10h00	4,03
24-05-2017	10h20	3,97	15-06-2017	16h45	4,04
24-05-2017	17h20	4,04	16-06-2017	14h40	4,08
25-05-2017	10h30	4,02	17-06-2017	08h30	4,06
25-05-2017	19h00	4,02	18-06-2017	19h40	4,05
26-05-2017	08h30	4,04	19-06-2017	15h00	4,05
26-05-2017	17h00	3,99	20-06-2017	15h00	4,03
27-05-2017	15h45	4,05	21-06-2017	16h00	4,03
29-05-2017	08h30	4,04	22-06-2017	16h45	4,02
29-05-2017	15h30	4,00	23-06-2017	16h20	4,05
30-05-2017	08h50	3,99	24-06-2017	12h15	4,00
30-05-2017	15h45	3,99	25-06-2017	18h50	4,00
31-05-2017	10h00	4,01	26-06-2017	11h05	6,03
31-05-2017	14h00	3,99	26-06-2017	14h35	6,02
1-06-2017	09h20	4,01	27-06-2017	09h15	5,90
1-06-2017	15h30	4,03	27-06-2017	17h20	5,95
2-06-2017	10h30	4,04	28-06-2017	08h30	6,20
2-06-2017	13h20	3,98	28-06-2017	16h00	5,99
3-06-2017	11h30	4,07	29-06-2017	10h15	6,00
4-06-2017	08h00	4,70	30-06-2017	09h00	6,03
4-06-2017	20h25	4,11	1-07-2017	16h00	5,97
5-06-2017	07h40	3,94	2-07-2017	11h00	5,95
6-06-2017	11h20	4,07	3-07-2017	11h20	4,96
7-06-2017	10h00	4,05	3-07-2017	16h00	5,00
7-06-2017	15h00	4,04	4-07-2017	09h40	5,12
8-06-2017	11h20	4,07	4-07-2017	16h05	5,00
8-06-2017	14h20	4,03	5-07-2017	08h15	4,95
9-06-2017	08h00	4,05	5-07-2017	17h15	4,97
10-06-2017	09h30	4,00	6-07-2017	10h00	5,05
11-06-2017	08h30	4,55	6-07-2017	16h55	4,96
12-06-2017	09h40	4,15	7-07-2017	08h00	4,93
12-06-2017	16h00	4,00	7-07-2017	16h00	4,98

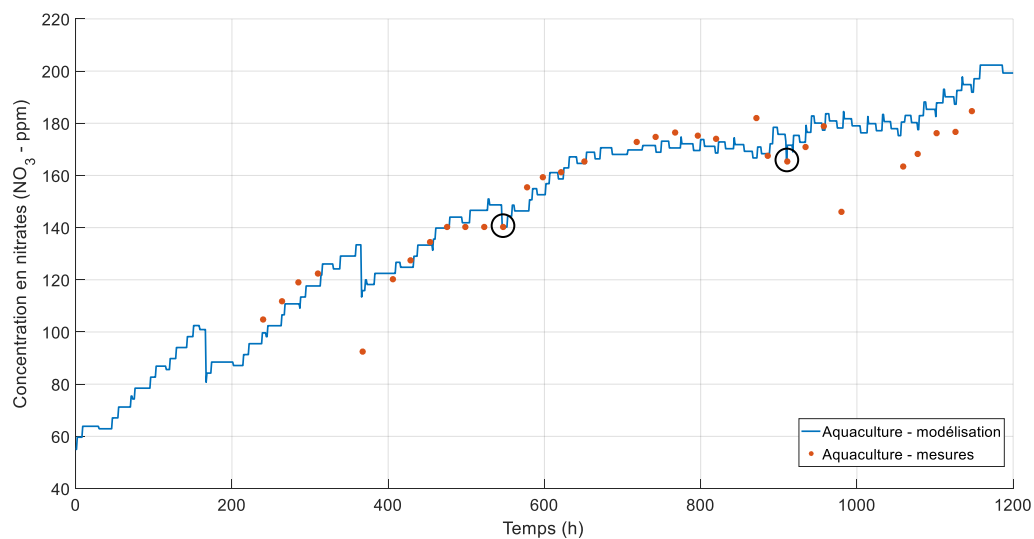
6.4 ANNEXE 4: MASSES SÈCHES MESURÉES DE LA PARTIE AÉRIENNE DES LAITUES

#	Date de récolte	Masse (g)	#	Date de récolte	Masse (g)	#	Date de récolte	Masse (g)
1	28-06-17	2,31	33	28-06-17	2,00	65	28-06-17	1,10
2	30-06-17	6,53	34	30-06-17	4,43	66	30-06-17	3,48
3	04-07-17	7,99	35	04-07-17	4,97	67	04-07-17	4,84
4	07-07-17	11,64	36	07-07-17	6,97	68	07-07-17	4,57
5	07-07-17	8,42	37	07-07-17	6,50	69	07-07-17	3,37
6	28-06-17	3,97	38	28-06-17	4,78	70	28-06-17	2,82
7	30-06-17	7,38	39	30-06-17	8,16	71	30-06-17	4,37
8	04-07-17	9,55	40	04-07-17	8,16	72	04-07-17	5,08
9	07-07-17	12,63	41	07-07-17	11,64	73	07-07-17	4,34
10	19-06-17	1,41	42	13-06-17	0,40	74	09-06-17	0,17
11	28-06-17	1,41	43	28-06-17	2,11	75	28-06-17	1,44
12	30-06-17	3,87	44	30-06-17	2,72	76	30-06-17	3,45
13	04-07-17	5,46	45	04-07-17	4,24	77	04-07-17	3,06
14	04-07-17	3,99	46	04-07-17	3,82	78	04-07-17	4,29
15	07-07-17	4,79	47	07-07-17	4,32	79	07-07-17	4,83
16	07-07-17	3,46	48	07-07-17	3,50	80	07-07-17	2,68
17	28-06-17	1,86	49	28-06-17	0,92	81	28-06-17	1,82
18	30-06-17	4,65	50	30-06-17	3,57	82	30-06-17	3,58
19	04-07-17	6,86	51	04-07-17	4,16	83	04-07-17	5,57
20	07-07-17	7,82	52	07-07-17	4,63	84	07-07-17	4,75
21	07-07-17	8,45	53	07-07-17	4,09	85	07-07-17	4,65
22	28-06-17	3,18	54	28-06-17	3,21	86	28-06-17	3,19
23	30-06-17	4,92	55	30-06-17	5,11	87	30-06-17	4,04
24	04-07-17	5,81	56	04-07-17	7,02	88	04-07-17	5,30
25	07-07-17	8,56	57	07-07-17	6,91	89	07-07-17	5,27
26	06-06-17	0,04	58	23-06-17	1,98	90	13-06-17	0,40
27	28-06-17	0,97	59	28-06-17	0,67	91	28-06-17	2,58
28	30-06-17	2,04	60	30-06-17	2,03	92	30-06-17	4,05
29	04-07-17	3,30	61	04-07-17	2,32	93	04-07-17	4,41
30	04-07-17	2,69	62	04-07-17	2,39	94	04-07-17	4,55
31	07-07-17	3,56	63	07-07-17	2,51	95	07-07-17	5,28
32	07-07-17	2,52	64	07-07-17	2,90	96	07-07-17	3,27

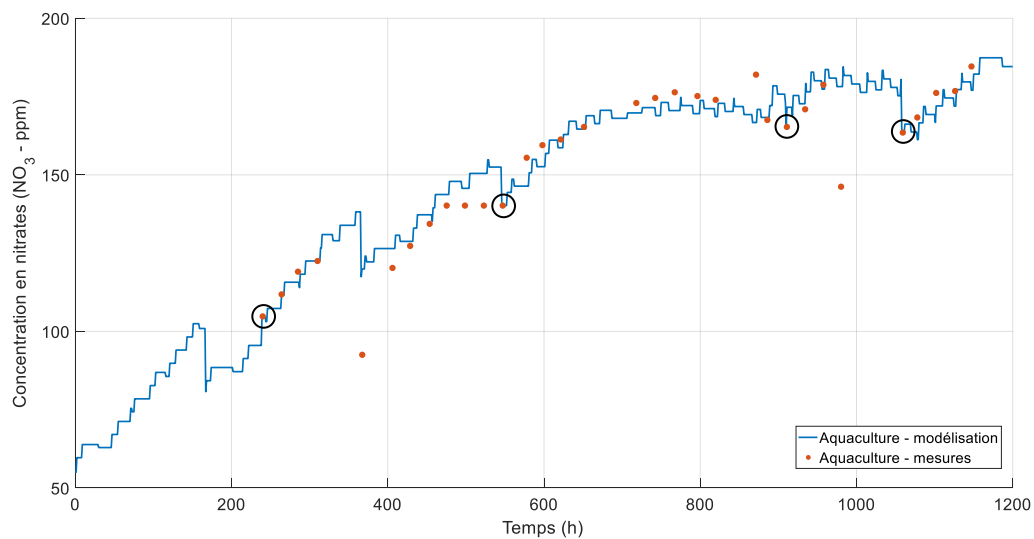
6.5 ANNEXE 5: GRAPHIQUES DES ÉVOLUTIONS DES CONCENTRATIONS EN NITRATES DE L'AQUARIUM EN FONCTION DU NOMBRE DE POINTS DE RÉINITIALISATION



(a)



(b)



(c)

FIGURE 45. ÉVOLUTIONS DES CONCENTRATIONS EN NITRATES DE L'AQUARIUM AVEC 0 POINT DE RÉINITIALISATION (A), 2 POINTS DE RÉINITIALISATION (B) ET 4 POINTS DE RÉINITIALISATION (C). LES CERCLES REPRÉSENTENT LES POINTS DE RÉINITIALISATION