

---

# Rapport sur le projet aquaponique MEDUSA

## Modélisation des flux dans un système aquaponique

*Mots clés : Aquaponie, flux, eau, azote, carpe, gariguette, laitue*

---

**Etudiants :** ABADIE Léa, BENSEDDIK Nawfel, BOURGEOIS Camille, CHAMPOLIVIER Léa, DEBAILLEUL Gatien, GARNIER Ambre, HEBAIEB Chedi, MURZEREAU Laurine, TRUFFAUT Manon

**Commanditaires :** Benoît BERLIZOT, Samuel ORION

**Encadrants :** Marie LESUEUR, Bastien SADOUL

Les analyses et les conclusions de ce travail d'étudiant.e.s n'engagent que la responsabilité de ses auteur.e.s et non celle de l'Institut Agro Rennes-Angers

Ce document est soumis aux conditions d'utilisation « Paternité - Pas d'Utilisation Commerciale - Pas de Modification 4.0 France » disponible en ligne <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/deed.fr>

## Remerciements

Tout d'abord, nous voudrions remercier nos tuteurs encadrants M. Bastien SADOUL et Mme Marie LESUEUR. Ils ont su nous faire confiance lors de cette conduite de projet tout en partageant leurs connaissances complémentaires de manière très pédagogique. Nous les remercions aussi pour leur disponibilité et la qualité de leur encadrement.

Nous souhaitons ensuite adresser nos remerciements à nos commanditaires. Merci à M. Samuel ORION pour nous avoir permis de réaliser cet échange constructif entre ses élèves de BTS aquacole et nous ingénieur agronome. Merci également à M. Benoît BERLIZOT pour nous avoir fait part de l'intérêt concernant sa profession.

Nous voudrions également remercier le projet MEDUSA sans qui cette conduite de projet innovant n'aurait pas pu avoir lieu.

Nous remercions également Mme LE BALC'H pour avoir été l'intermédiaire entre notre trésorerie et la comptabilité de notre établissement, L'Institut Agro Rennes Angers.

Nous voudrions enfin remercier tous les BTS aquacoles pour leur travail lors des récoltes de données. Pour finir merci à Constance DE WALI pour son engagement tout au long de la maintenance du système.

# SOMMAIRE

<b>I. Contexte et problématique</b> .....	<b>4</b>
<b>II. Matériel et méthodes</b> .....	<b>5</b>
II.1. Présentation du système aquaponique .....	5
II.2. Présentation des flux .....	7
1. Flux d'eau .....	7
2. Flux d'azote.....	8
II.3. Démarches et outils mobilisés .....	11
1. Flux d'eau .....	11
2. Flux d'azote.....	12
<b>III. Résultats</b> .....	<b>13</b>
III.1. Production du système.....	13
1. L'atelier animal .....	13
2. L'atelier végétal .....	14
III.2. Quantification et dynamique des flux .....	15
1. Flux d'azote.....	15
2. Flux d'eau .....	18
3. Flux d'énergie .....	19
<b>IV. Limites de notre modélisation</b> .....	<b>19</b>
IV.1. Influence des paramètres environnementaux.....	19
IV.2. Incertitudes.....	1
IV.3. Différences entre attentes et rendu .....	1
<b>V. Conclusion et perspectives</b> .....	<b>1</b>
<b>Bibliographie</b> .....	<b>1</b>

# I. Contexte et problématique

La production issue de l'aquaculture est une part importante de l'alimentation mondiale, qui permet d'assurer une sécurité alimentaire et de fournir des apports nutritionnels importants à de nombreuses populations (17% des protéines animales consommées) (Source : [FAO](#)). C'est un marché très important : 49% de la production mondiale d'animaux aquatiques est issue de l'aquaculture, ce qui représente 265 Mds de dollars. Cependant, dans un contexte de plus en plus sensible sur les problématiques liées à l'eau, l'aquaculture présente l'inconvénient d'être très gourmande en cette ressource (Source : [WMO](#)), et elle rejette dans l'environnement une eau chargée de déchets, très riche en nitrates. Or actuellement, 3.6 Mds de personnes ont un accès insuffisant à l'eau au moins 1 mois par an. La tendance générale se confirme par l'intégration de l'utilisation de l'eau lors de la COP 27 de 2022.

Les systèmes aquaponiques représentent un bon compromis : le couplage d'un système animal à un système végétal permet de valoriser une partie des déchets et de réduire la quantité d'eau utilisée. Les déchets produits par les poissons sont utilisés comme source de nutriments par les plantes, ce qui maintient un environnement sain pour les poissons et réduit les rejets dans l'environnement. Par ses caractéristiques, c'est un système productif plus durable que l'aquaculture.

C'est dans ce contexte qu'est né le projet pédagogique et expérimental MEDUSA (*Modèle Expérimental sur la Durabilité des Systèmes Aquacoles*). Ce projet s'établit en partenariat entre l'Établissement public et professionnel aquacole et agricole de Bréhoulou-Quimper et L'Institut Agro Rennes-Anger. Il vise à répondre aux besoins des professionnels aquacoles d'eau douce du Grand Ouest en expérimentant - avec les apprenants - des systèmes éco-responsables économes en eau et en énergie, valorisant les services écosystémiques de l'aquaculture, et avec un faible impact environnemental (*EPLFPA de Bréhoulou*). C'est alors l'aquaponie qui est envisagée. Cependant, les systèmes aquaponiques sont novateurs et ils interrogent encore sur plusieurs points comme leur consommation électrique, la qualité des produits, la rentabilité économique, ou les impacts environnementaux. Ainsi, les commanditaires Benoît Berlizot, Samuel Orion, et les étudiants en BTS Aquacole ont fait appel à notre groupe d'étudiants afin de modéliser les différents flux du système aquaponique mis en place par les étudiants en cursus BTS aquacole.

L'objectif général du projet est de réussir à déterminer les valeurs optimales à affecter aux différents paramètres du système afin de le rendre le plus productif possible, tout en limitant son coût économique et environnemental. Nous allons donc tenter de répondre à la problématique : **Comment optimiser un système aquaponique par la quantification des différents flux afin d'en réduire les coûts environnementaux et économiques ?**

## II. Matériel et méthodes

Afin de répondre à cet objectif, nous réalisons une modélisation du système aquaponique du lycée Bréhoulou avec les flux entrants et sortants. Les flux pris en compte sont les flux de matières en azote (N), les flux d'eau et les flux d'énergie. Ces flux seront schématisés pour une meilleure compréhension. Grâce à la recherche bibliographique, la modélisation permettra d'estimer l'efficacité du système à différents niveaux afin de déterminer l'optimum des paramètres et de simuler différentes situations en modifiant les données. Nous le comparerons aux données expérimentales calculées à partir des suivis réalisés par les étudiants de BTS et Constance De Wailly. La communication entre les commanditaires, les étudiants de BTS, Constance et notre groupe d'étudiants a été facilitée par nos deux visites du projet, les COPIL et les échanges de mail.

Nous mettons à disposition un tableau Excel interactif permettant de visualiser les résultats selon différents paramètres. Pour réussir la modélisation finale, notre équipe doit quantifier les flux entrants et sortants du système, déterminer l'efficacité du système à différents niveaux, puis évaluer / simuler l'impact du changement des paramètres sur l'efficacité du système.

### II.1. Présentation du système aquaponique

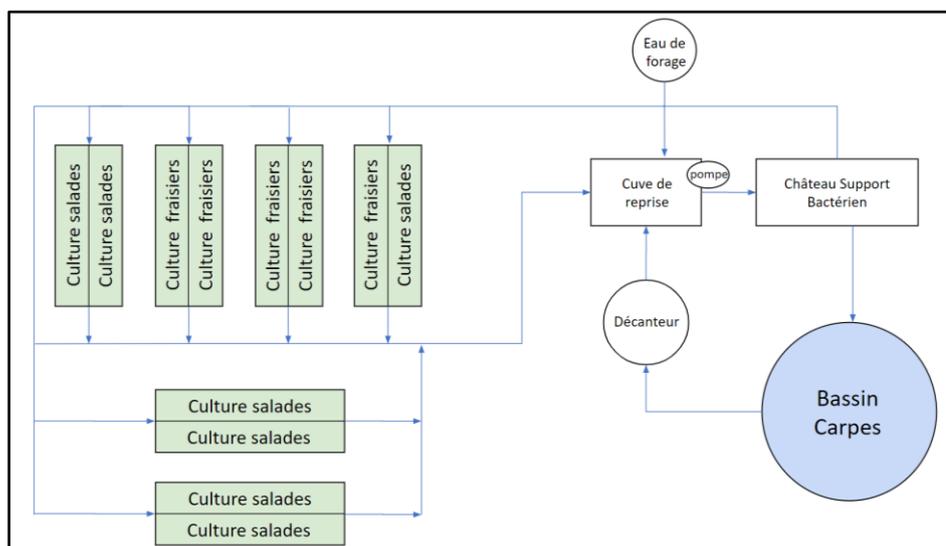


Figure 1. Schéma du système aquaponique du Projet MEDUSA.

Le système se découpe en deux parties principales : la partie élevage et la partie culture. L'élevage des poissons se fait dans le bassin visible en bleu sur la figure 1. L'espèce qui est élevée dans ce bassin est de la carpe commune *Cyprinus carpio*. L'expérimentation a débuté avec un effectif initial de 295 carpes, nourries avec du Itech Coppens Koï mix OSW 3.0 mm. Les flux d'eau entraînent les fèces des poissons dans le décanteur, qui permet d'enlever le plus de matière organique possible dans le circuit, à moindre coût. L'eau qui en sort passe dans la cuve de reprise pour être pompée dans le château en haut à droite sur la figure 1. Au sein de celui-ci se trouvent des supports bactériens permettant de filtrer

l'ammoniac résiduel. L'eau entre alors dans un système gravitaire de tuyaux desservant les cultures.

Les espèces cultivées sont la laitue *Lactuca sativa* et la fraise *Fragaria vesca* 'Gariguette'. Les plants de fraisiers sont cultivés sur billes d'argile exclusivement et les plants de laitue sur raft ou sur billes d'argile. Le système possède donc 88 plants de salades pour une surface de 1,46 m<sup>2</sup> cultivée et 104 plants de fraisiers cultivés sur une surface de 2,04 m<sup>2</sup>. Or la densité optimale des végétaux en aquaponie est de 39 plants m<sup>-2</sup> (actuellement 60 plants de salades m<sup>-2</sup> et 51 plants de fraisiers m<sup>-2</sup>) (Nuwansi, 2021). Les débits entrants d'eau arrivant par le système gravitaire ont été réglés de manière homogène sur tous les bacs à 2,856 ± 0,144 L/min soit 171,36 ± 8,64 L/h. Nous les avons réglés en comptant 10,5 ± 0,5 sec pour remplir un bécher de 500 mL. L'eau ressortant des bassins arrive alors dans la cuve de reprise, pour être pompée à nouveau dans le château et réutilisée dans le bassin des carpes, pour un nouveau cycle.

D'après la figure 1, notre système est composé de cinq grands compartiments possédant un volume d'eau spécifique à déterminer.

La partie végétale contient 12 auges dont 8 avec des billes d'argiles et 4 en culture flottante sur raft. Pour les cultures sur raft, le volume d'eau est facilement calculable par simple mesure des bacs et de la hauteur d'eau soit  $V = (0,249 \pm 0,011) \text{ m}^3$  pour les 4 bacs.

Cependant pour les auges végétales, il n'est pas possible de déterminer directement le volume d'eau présent grâce au niveau d'eau. Pour déterminer ce volume, nous avons donc reproduit une partie de l'auge dans un bécher gradué transparent, en y disposant la même hauteur de billes d'argiles, soit  $(14,5 \pm 0,5) \text{ cm}$ . Nous y avons ajouté de l'eau pour atteindre le niveau observé dans en moyenne dans les auges (10 cm), en mesurant le volume ajouté. Une fois le niveau atteint, nous disposons de la valeur du volume d'eau (0,515 litre a été ajouté), associée à celle de la surface du bécher (0,013 m<sup>2</sup>). En multipliant par la superficie du bac, nous avons pu déduire le volume d'eau présent dans une auge avec bille d'argile :  $V = 0,01 \text{ m}^3$ . Dans les 8 bacs, il y a donc  $V_{\text{argile}} = 0,08 \text{ m}^3$ .



**Figure 2.** Bécher de la manipulation.

**Tableau 1.** Description des systèmes de culture

Systèmes de culture	Support	Longueur (m)	Largeur (m)	Hauteur en eau (m)	Surface (m <sup>2</sup> )	Volume (m <sup>3</sup> )	Circulation de l'eau
<b>Raft</b>	Plaques de polystyrène	2,523 ± 0,005	0,115 ± 0,005	0,215 ± 0,005	0,29 ± 0,01	0,062 ± 0,011	arrivée d'eau en tête (D = 2,856 ± 0,144 L/min)
<b>Table avec billes</b>	Billes d'argiles expansé	2,17 ± 0,005	0,115 ± 0,005	0,100 ± 0,005	0,25 ± 0,01	0,010 ± 0,001	arrivée d'eau en tête (D = 2,856 ± 0,144 L/min)
<b>Bac sortie de table avec bille</b>	aucun	0,353 ± 0,005	0,115 ± 0,005	0,100 ± 0,005	0,040 ± 0,002	0,0041 ± 0,0003	

**Tableau 2.** Description des autres compartiments du système

Compartiments	Longueur (m)	Largeur (m)	Diamètre (m)	Hauteur (m)	Surface (m <sup>2</sup> )	Volume (m <sup>3</sup> )
<b>bassin des poissons</b>			1,960 ± 0,005	0,520 ± 0,005	3,017 ± 0,015	1,569 ± 0,017
<b>Château de support bactérien</b>			1,220 ± 0,005	0,320 ± 0,005	1,169 ± 0,009	0,374 ± 0,007
<b>décanteur</b>			0,550 ± 0,005			0,170 ± 0,002
<b>cuve de reprise</b>	1,670 ± 0,005	1,070 ± 0,005		0,490 ± 0,005	1,788 ± 0,010	0,876 ± 0,010

Ainsi, le système est composé des volumes suivants :

- Partie végétale :  $V = (0,361 \pm 0,013) \text{ m}^3$
- Bassin des poissons :  $V = (1,569 \pm 0,017) \text{ m}^3$
- Château support bactérien (composé à 80% d'eau) :  $V = (0,299 \pm 0,007) \text{ m}^3$
- Cuve de reprise :  $V = (0,876 \pm 0,010) \text{ m}^3$
- Décanteur :  $V = (0,170 \pm 0,002) \text{ m}^3$

En négligeant l'eau présente dans les tuyaux, le système possède un volume total d'eau de  **$V_{\text{total}} = (3,275 \pm 0,013) \text{ m}^3$** .

## **II.2. Présentation des flux**

### **1. Flux d'eau**

Le modèle d'aquaponie est un système ouvert et est donc soumis à des flux d'eau entrants et sortants. En effet, il laisse place à une possible évaporation de l'eau en cas d'augmentation de la température dans la serre. Il y a également de l'évapotranspiration au niveau de la culture des plantes. Les plantes transpirent environ 99% de l'eau qu'elles absorbent pour faire circuler leur sève (Richard *et al.*, 2018). Pour finir, il y a également des pertes d'eau liées aux manipulations, surtout lors de la purge mais aussi lors des nettoyages. Dans le système d'aquaponie, les flux entrants doivent compenser les flux sortants. Pour cela, de l'eau est rajoutée dès qu'il est nécessaire afin d'avoir un niveau d'eau constant dans les bassins.

Pour calculer les flux réels d'eau dans le système aquaponique, une récolte de données hebdomadaire voire quotidienne a été nécessaire. Les températures ont été mesurées en continu après installation d'une sonde à thermomètre. La température de l'air dans la serre a été mesurée du 15 mai au 22 mai et a permis de calculer une température moyenne dans la serre durant l'expérience.

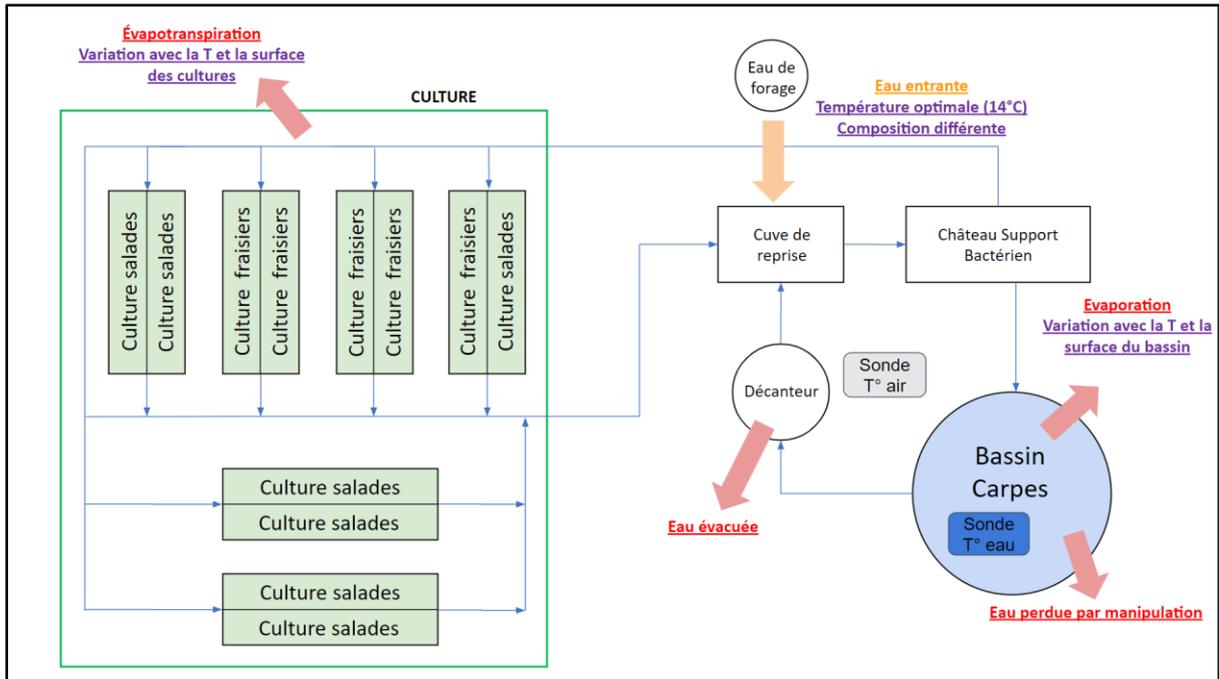


Figure 3. Schéma des flux d'eau entrants et sortants du système aquaponique du projet MEDUSA.

Il existe des formules pour modéliser les flux théoriques d'eau perdue par évapotranspiration et évaporation. Ces estimations théoriques peuvent nous permettre de nous rendre compte si notre système perd plus d'eau qu'il n'est censé ou au contraire moins d'eau. Elles peuvent également nous permettre d'estimer des pertes hypothétiques avec des paramètres différents, comme la température dans la serre par exemple. Et comme les mesures sur le terrain de pertes d'eau ne nous permettent pas de savoir qu'elle pourcentage a été perdu par évapotranspiration, évaporation ou durant des manipulations, les calculs théoriques nous permettent d'avoir accès à ces proportions.

## 2. Flux d'azote

Le système aquaponique présente des entrées et des sorties de flux d'éléments nutritifs tels que l'azote et le phosphore. Dans ce rapport nous nous concentrerons sur les flux d'azote au sein du système qui est un des éléments nutritifs les plus importants pour la croissance des plantes et pour la nutrition des carpes.

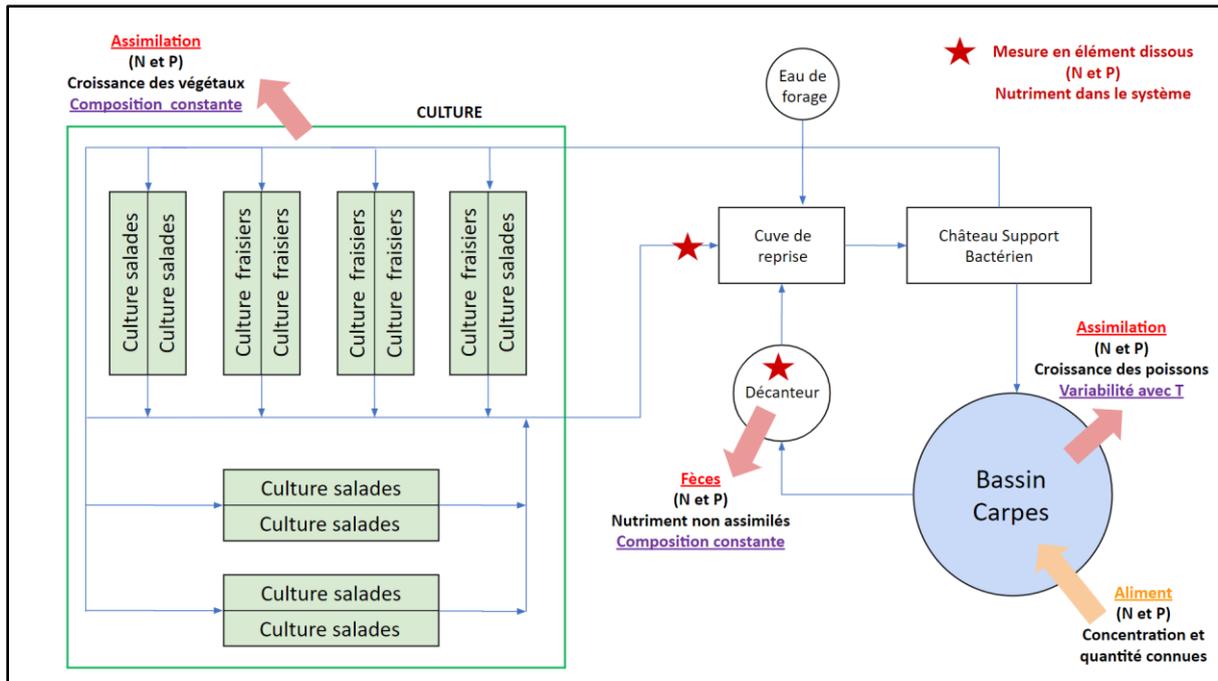


Figure 3. Schéma des flux d'azote entrants et sortants du système aquaponique du Projet MEDUSA.

**Entrée d'azote dans le système :** Les entrées en azote se font par l'alimentation des poissons en granulés au niveau du bassin. Ces aliments sont ingérés par les poissons qui les utilisent pour leur croissance ou les rejettent sous forme de fèces ou bien d'ammoniac. Nous pouvons calculer la quantité d'azote entrée dans le système grâce à la quantité d'aliments distribués multipliée par la concentration en azote de l'aliment.

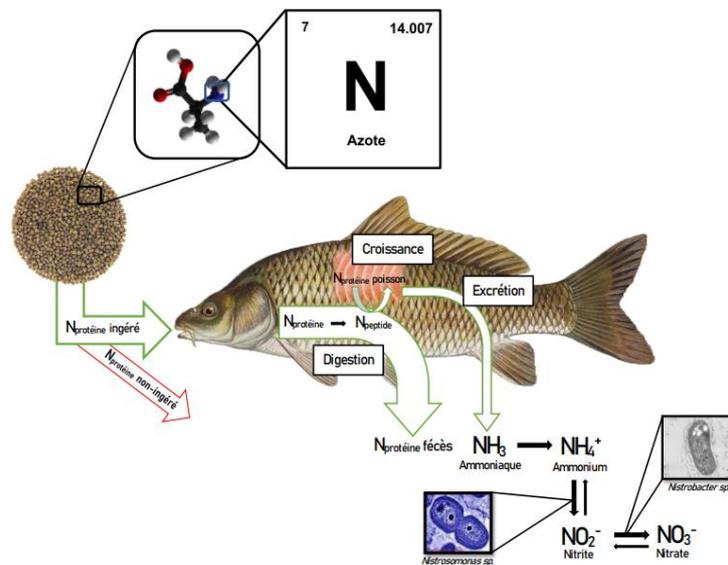


Figure 4. Schéma des flux d'azote de la carpe *Cyprinus carpio*.

**Sorties d'azote du système :** Les sorties d'azote du système sont quant à elles multiples et se retrouvent au niveau de l'atelier animal et au niveau de l'atelier végétal.

Sorties d'azote par l'atelier animal :

- Une part de l'azote peut ne pas être ingérée par les poissons, elle correspond à l'aliment qu'ils ne mangent pas. Cependant, dans notre système on peut considérer que 100% de l'aliment est consommé d'après les suivis expérimentaux.
- Une part de l'azote entrant est assimilée et utilisée pour la croissance des carpes. Des mesures de biomasses moyennes peuvent ainsi nous permettre de calculer la quantité d'azote utilisée pour la croissance sur une période donnée lorsque l'on connaît la concentration en azote dans une carpe. Cependant, une part des carpes peut mourir en cours d'expérience et il faut donc considérer cette sortie de biomasse du système pour l'ajustement des quantités d'aliments à distribuer.
- Une autre partie de cet azote assimilé est excrétée via les urines sous forme d'ammoniac dissous dans l'eau, qui sera réduit en ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) du fait du pH acide de l'eau. Cette eau riche en éléments dissous passe par un support bactérien qui permet de transformer l'ammonium en nitrites grâce aux bactéries *Nitrosomonas*, puis les nitrites en nitrates grâce aux *Nitrobacter*, les nitrates étant plus facilement assimilables par les plantes.
- Une partie de l'azote n'est cependant pas assimilée par les poissons et est rejetée dans les fèces. Ces derniers s'accumulent dans le décanteur et sont évacués du système lors des purges du décanteur (une toutes les deux semaines dans le cas de notre expérience). En connaissant la quantité de fèces produite sur une période donnée (par des suivis expérimentaux) et la concentration en azote dans les fèces, on peut calculer la quantité d'azote sortant du système sous forme de fèces.

Sorties d'azote par l'atelier végétal :

- Les fraisiers et salades assimilent de l'azote sous forme de nitrates pour leur croissance (Fig.5). Des mesures de biomasses moyennes peuvent ainsi nous permettre de calculer la quantité d'azote utilisée pour la croissance sur une période donnée lorsque l'on connaît la concentration en azote dans une carpe.

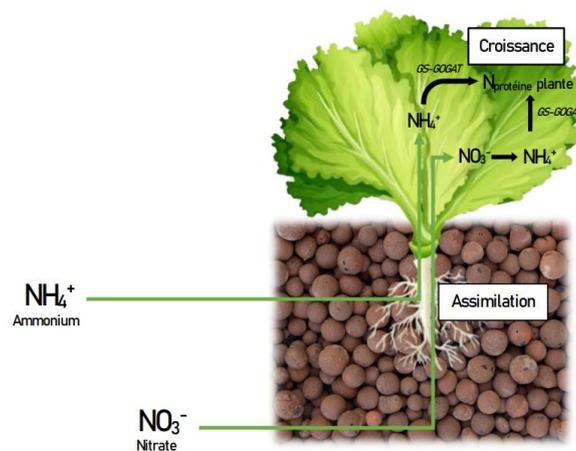


Figure 5. Schéma des flux d'azote dans une plante.

## II.3. Démarches et outils mobilisés

### 1. Flux d'eau

**Pour l'évapotranspiration :** Nous avons décidé d'utiliser la formule simplifiée du modèle Makkink De Bruin ([Won et al., 2021](#)) :

$$ET = \left( b \times \frac{\Delta}{\Delta + r} \times R_a - 0,3 \right) * Kc$$

- **ET : Évapotranspiration**
- $b = 7,1 - 0,1 \times \text{latitude}$
- **R<sub>a</sub> : Estimation du rayonnement solaire externe**  
 $R_a = 4,92 \times 60 \times (1 + 0,33 \times \cos(360n/365)) = 392,6$  (n = nombre de jours sur l'année)
- $r = 0,665 \times p \times 10^{(-3)}$
- **Δ : Pente de la courbe de la pression de vapeur d'eau saturée**  
 $\Delta = (4098 \times 0,6108 \times \exp((17,27 \times T)/(T + 237,3))) / (T + 237,3)^2$
- **Kc : Coefficient cultural** (dépend de la culture)

Cette formule permet d'estimer l'évapotranspiration des plantes en ayant seulement besoin de la latitude (pour le calcul de b), du nombre de jours durant lesquels est réalisée l'expérience (pour le calcul de R<sub>a</sub>), de la pression atmosphérique (pour le calcul de r) et de la température de l'air (pour le calcul de Δ). Ainsi, nous réalisons les calculs pour une expérience de 30 jours à Fouesnant (latitude = 2.36, pression atmosphérique = 1015 hPa) à une température moyenne de 13°C durant le mois de mai 2023, et avec un Kc de 0.8 pour les fraisiers (au mois de mai, ils sont en production de fruits) et de 0.7 pour les salades (Source: [Chambre d'Agriculture](#)).

**Pour l'évaporation :** Dans les conditions climatiques générales de l'Europe occidentale, l'évaporation (ET) en millimètres par jour pour des périodes de 10 jours (l'ordre de grandeur pour un jour se situe entre 0 et 10 mm/jour) peut se calculer selon la méthode de Turc de 1961 ([Xu & Singh, 2000](#)) :

$$ET = 0.013 \frac{T}{T + 15} (R_s + 50) \quad \text{for } RH \geq 50$$

$$ET = 0.013 \frac{T}{T + 15} (R_s + 50) \left( 1 + \frac{50 - RH}{70} \right) \quad \text{for } RH < 50$$

- **T :** température de l'air en °C (Source : Où et Quand)
- **R<sub>s</sub> :** radiation solaire totale en cal/cm<sup>2</sup>/jour  
R<sub>s</sub> retenue : 1368 W.m<sup>-2</sup> (Source : ENS Lyon)
- **RH :** humidité relative en %, se calcule en fonction de la pression saturante (Source : Deleze) à la température de rosée et à la température de l'air  
 $RH = P_{\text{sat}}(T_{\text{rosée}}) / P_{\text{sat}}(T_{\text{air}})$

Nous nous sommes appuyés sur ces formules pour la modélisation des flux d'eau du système aquaponique du projet MEDUSA.

## 2. Flux d'azote

**Formules théoriques :** Afin de quantifier la biomasse gagnée par les carpes, nous avons utilisé l'indice de conversion pour une carpe de 50 g (Huisman, 1976) que l'on supposera constant ainsi que la concentration en aliment pour la durée totale de l'expérimentation (30 jours). Nous avons également utilisé la concentration en azote totale présente dans un poisson et dans un granulé à l'aide des analyses effectuées durant l'expérimentation. Ainsi, l'assimilation en azote sur un jour par les carpes est de :

$$\frac{\text{Poids d'aliment}}{IC} \times \frac{AC_{100}}{100}$$

- **IC :** Indice de conversion
- **AC<sub>100</sub> :** Azote contenu dans une carpe pour 100g de carpe

Pour l'atelier végétal, les données bibliographiques sur l'assimilation des fraisiers et des salades en azote par rapport à une surface ont été utilisées et couplées avec les valeurs de surface de notre système. Pour les fraises, nous avons utilisé les données en considérant une période de fructification de 7 semaines, et pour les salades en considérant une période de croissance de 5 semaines. Ainsi par jour, l'assimilation d'azote par les plantes est de :

$$\frac{AFraise \times SFraise}{7 \times 7} + \frac{ASalade \times SSalade}{7 \times 5}$$

- **AFraise :** Azote contenue dans un plan de fraisier par m<sup>2</sup> lors de la fructification
- **SFraise :** Surface de la culture Fraise
- **ASalade :** Azote contenue dans un plan de salade par m<sup>2</sup> lors de la fructification
- **SSalade :** Surface de la culture Salade

Enfin, la quantité de fèces sortant du système est de :

$$Qt_{fèces} \times \frac{AF_{100}}{100}$$

- **Qt<sub>fèces</sub> :** Quantité de fèces totale
- **AF<sub>100</sub> :** Azote contenu dans les fèces pour 100g de fèces

**Formules théoriques :** Les données ont été récoltées par les étudiants en BTS Aquacole. Chaque jour, une quantité d'aliment relative aux besoins des carpes est donnée. Mais aussi, chaque élément sortant complètement du système (poisson, salade, fraise) est pesé et rapporté dans un excel. Une purge et une pesée des matières en suspension (fèces) sont également réalisées une fois par semaine, et les éléments vivants restant dans le système (carpes, salades et fraisiers) sont pesés toutes les semaines pour quantifier l'azote qui est assimilé par l'organisme. Enfin, des analyses d'eau sont aussi réalisées de façon hebdomadaire pour connaître la quantité d'azote total dissoute dans l'eau et non assimilée par l'atelier végétal.

**Analyse des échantillons :** De plus, afin d'avoir de plus amples informations, plusieurs échantillons (plants de fraisier, fraises, plants de salade, carpe, aliment et fèces) ont été prélevés par les étudiants de l'Institut Agro Rennes Angers puis envoyés pour analyse afin de connaître leur composition en azote. Ceci est indispensable pour réaliser les modélisations théoriques et expérimentales. Les échantillons ont été envoyés dans deux laboratoires différents : Les carpes, l'aliment et les plants de salade et de fraisier ont été

amenés au laboratoire EUROFINs à Nantes le 12 mai 2023 et les fèces ont été envoyés au laboratoire LABOCEA à Ploufragan le 29 mai 2023 par le lycée de Bréhoulou. Ces échantillons se composent de 3 plants de salade (50g), 2 plants de fraisiers (48g), la récolte de fraises de la journée du 11 mai 2023 (51g), 3 carpes communes (190g), l'alimentation pour poisson (67g) ainsi que des fèces du 11 mai 2023. Les analyses à Eurofins ont été réalisées par la méthode interne, Kjeldahl (Titrimétrie) tandis que l'analyse à LABOCEA a été réalisée par la méthode Kjeldahl modifiée. La composition en azote dans chaque échantillon est décrite dans le tableau 3.

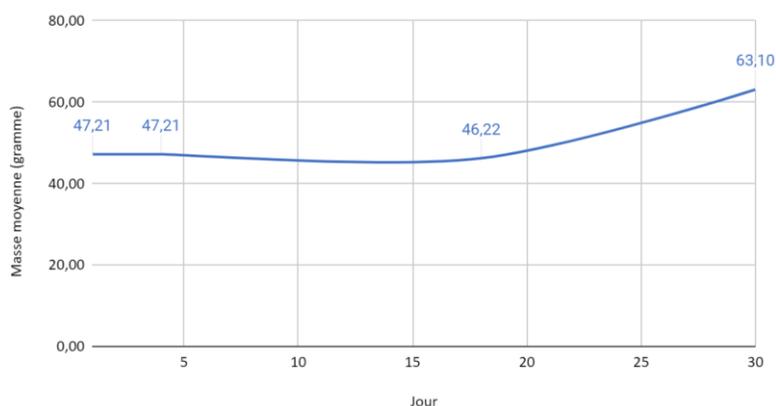
**Tableau 3.** Récapitulatif des analyses de composition d'azote avec leur incertitude réalisées par les laboratoires.

Salades	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>0,32 \pm 0,07</math> g/100g</li> <li>• prot (N*6,25) : <math>2,0 \pm 0,4</math> g/100g</li> </ul>
Fraisiers	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>0,45 \pm 0,07</math> g/100g</li> <li>• prot (N*6,25) : <math>2,8 \pm 0,4</math> g/100g</li> </ul>
Fraises	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>0,09 \pm 0,07</math> g/100g</li> <li>• prot (N*6,25) : <math>0,6 \pm 0,4</math> g/100g</li> </ul>
Carpes	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>2,85 \pm 0,1</math> g/100g</li> <li>• prot (N*6,25) : <math>17,8 \pm 0,6</math> g/100g</li> </ul>
Aliment	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>6,32 \pm 0,17</math> g/100g</li> <li>• prot (N*6,25) : <math>39,5 \pm 1,0</math> g/100g</li> </ul>
Fèces	<ul style="list-style-type: none"> <li>• N total : <math>2,1</math> g/100g</li> </ul>

## III. Résultats

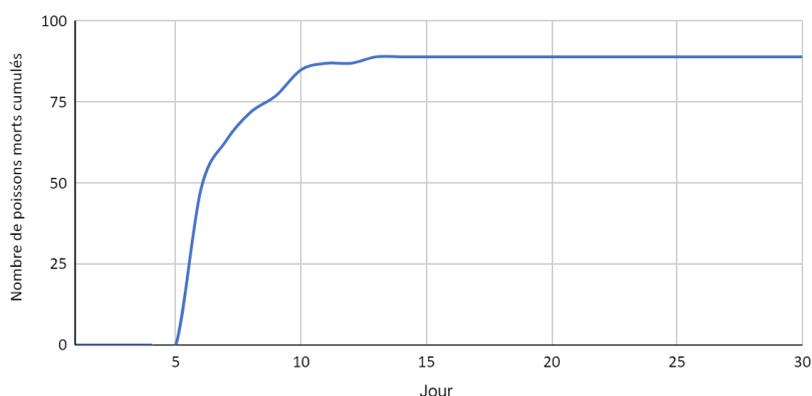
### III.1. Production du système

#### 1. L'atelier animal



**Figure 6.** Évolution de la masse moyenne des carpes en fonction du temps.

Nous voyons ici que l'atelier animal a été productif : les carpes, qui faisaient un poids moyen de 47,21 g au début de l'expérience, le 04/05, pesaient 63,10 grammes 30 jours plus tard. Cela correspond à un gain de poids de 34% (15,89 g / poisson).



**Figure 7.** Évolution de la mortalité au cours du temps suite à l'infection par *Saprolegnia*.

L'infection par *Saprolegnia*, un oomycète parasite mangeur de chair provoquant des mycoses et pouvant être mortel, s'est exprimée de façon très soudaine le 5<sup>ème</sup> jour après le transfert des individus dans le bassin du système aquaponique. La mortalité a été très forte les 5 premiers jours après l'infection, avant d'atteindre un plateau. En effet, les carpes ont été traitées avec un antifongique, qui a commencé à montrer son efficacité à partir de l'atteinte du plateau. L'effectif initial de carpes, qui était de 295, a été réduit à 206 à la fin des relevés.



**Figure 8.** *Saprolegnia* infectant les carpes du système observé au microscope optique

## 2. L'atelier végétal



**Figure 9.** Représentation de la croissance de l'atelier végétal pour les salades (à gauche) et pour les fraisières (à droite).

Nous pouvons constater un gain de biomasse, que ce soit pour les salades comme pour les fraisières, au cours de l'expérience. La biomasse de salade est passée de 1,21 kg à 13,13 kg soit un bilan de masse positif (+ 9,92 kg). De même, la biomasse de fraiserie est passée de 3,92 kg à 5,22 kg soit un bilan de masse positif (+ 1,3 kg). Ainsi, l'atelier végétal est également un système productif avec un gain de 110 g/salade et de 12,5 g/fraisier.

## III.2. Quantification et dynamique des flux

### 1. Flux d'azote

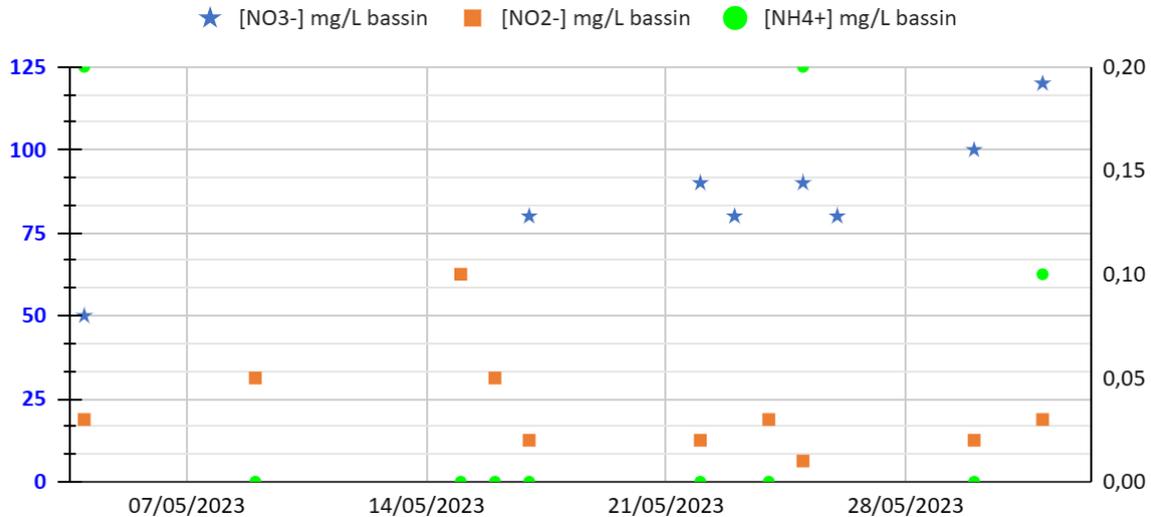


Figure 10. Évolution des concentrations des molécules azotées dissoutes dans l'eau du système.

Ces nuages de points représentent les mesures obtenues à la suite de tests colorimétriques ayant pour but de quantifier les concentrations des molécules azotées principalement issues de l'excrétion des poissons. Parmi ces molécules, on compte l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) et le nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) absorbables par les plantes ainsi que le nitrite ( $\text{NO}_2^-$ ) peu ou pas absorbable par celle-ci.

L'ammonium est nul pour la quasi totalité des jours. On peut penser que la population bactérienne de nitrosomonas convertie efficacement l'ammonium en nitrite.

Le nitrite connaît quant à lui une augmentation caractérisant une première accumulation de matière azotée dissoute dans le système. On peut également remarquer que pour certains jours les variations de concentration en nitrite prédit celles du nitrate, ce qui est en accord avec la chronologie des réactions chimiques des molécules azotées du système.

Pour ce qui est du nitrate, sa concentration est bien supérieure à ses molécules prédécesseuses (pas la même échelle,  $\sim 10^2/\sim 10^1$ ). On constate une accumulation des nitrates au cours de l'expérience. Des oscillations au cours de la dernière phase expérimentale correspondent à la stabilisation des concentrations après une période ponctuée de vidange (sans relevé de concentration). Après cela, on enregistre une forte augmentation de 100 mg à 120 mg/L dans les derniers jours. Cette analyse laisse clairement supposer un déséquilibre entre l'azote gagnant le système et les quantités absorbables par les plantes cultivées.

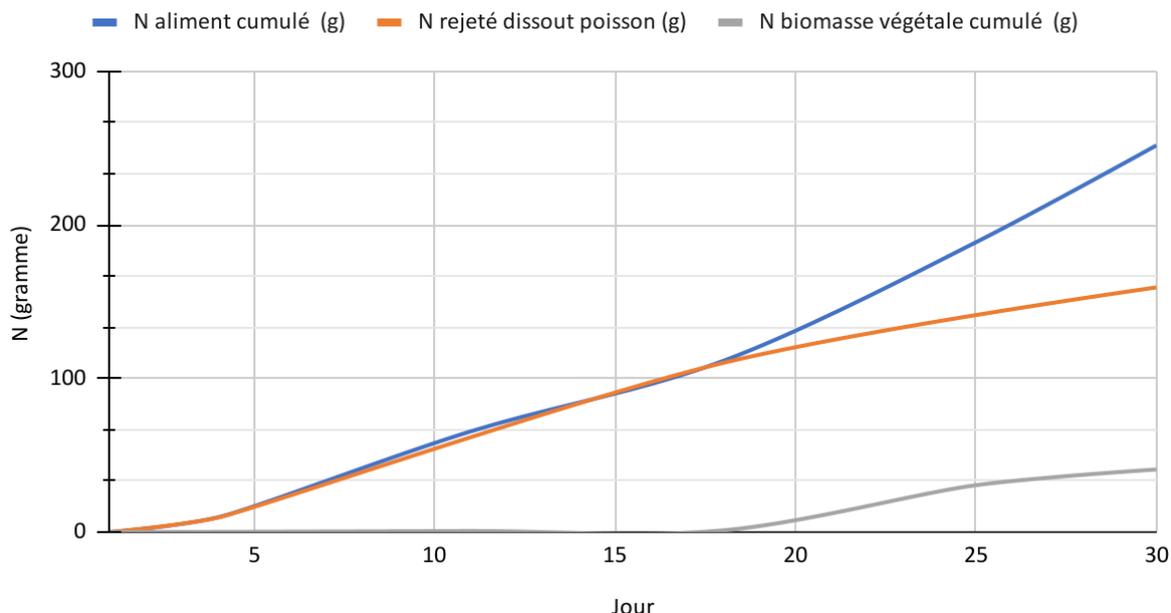


Figure 11. Évolution des flux d'azote dans le système.

Ici pour rappel, "N aliment cumulé" correspond au flux d'azote entrant total. Nous voyons que la valeur d'azote entrant est similaire au flux d'azote rejeté par l'atelier animal sous forme dissoute, jusqu'à un point d'inflexion le 18<sup>ème</sup> jour. A partir de ce moment-là, l'atelier végétal a commencé à accumuler une quantité non négligeable d'azote (flux sortant), représentant environ  $\frac{1}{4}$  de l'azote dissous rejeté par les poissons.

*Lorsque la courbe représentant la quantité d'azote dissoute est au-dessus de la courbe de l'azote apportée par l'alimentation, cela n'est pas vérifiée. Il s'agit de point fictifs permettant le traçage de la courbe.*

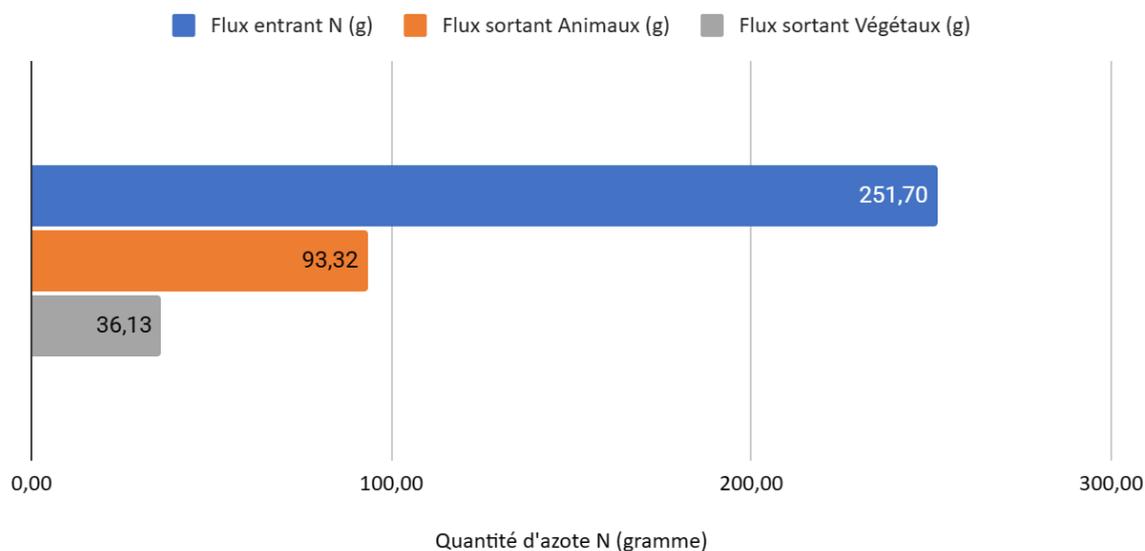


Figure 12. Bilan des flux d'azote au cours de l'expérience

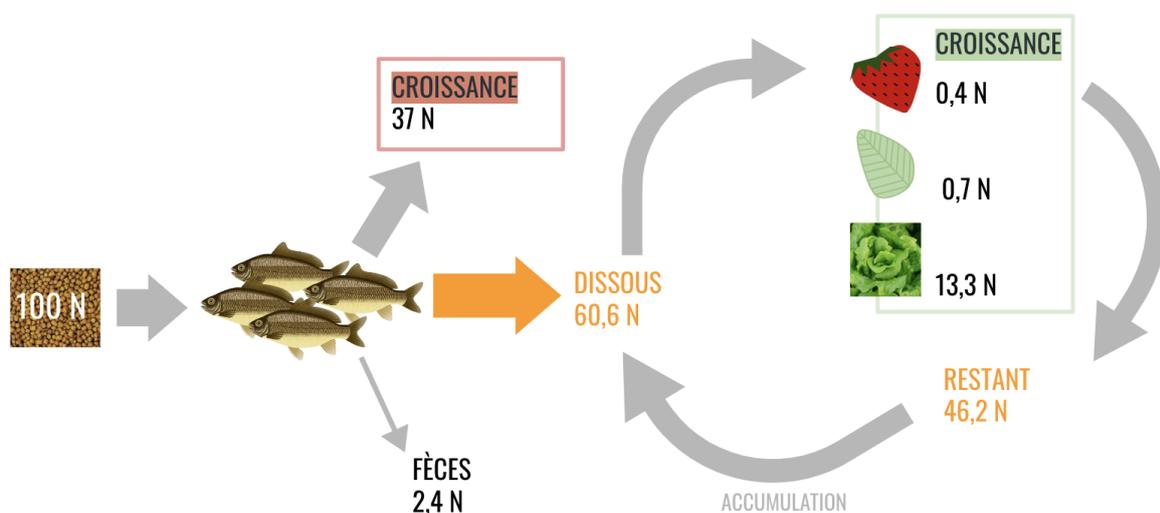
Au cours de l'expérience (30 jours) 251,7 g d'azote sont entrés dans le système (Fig.12) via l'alimentation.

Le gain de biomasse des poissons ainsi que leur concentration en azote nous permet d'évaluer un gain d'azote de 93,32 g (Fig.12). Autrement dit, 37% de l'azote entré dans le système a été utilisé au profit de la croissance des poissons.

Une petite part de l'azote se retrouve dans les fèces. La quantité de fèces produite au cours de l'expérimentation est mesurée lors des purges par filtration puis séchage. Cependant, il n'y a pas eu de purge réalisée à la fin de l'expérience et nous avons donc dû faire une hypothèse sur la quantité de fèces produite lors de la dernière semaine. Pour cela, nous avons choisi une valeur proche de celle observée la semaine précédente, les poissons étant en bon état de santé et consommant la même quantité d'aliment. On obtient alors un total de 290 g de fèces dont la concentration en azote est de 2,1%. La quantité d'azote sortant par les fèces est donc de 6 g, soit 2,4% de l'azote entrant.

Les 60,6% d'azote restants sont donc dissous dans l'eau du système qui irrigue l'atelier végétal.

Le gain d'azote total des végétaux est de 36,13 g (Fig.12), obtenu grâce à leur gain de biomasse multipliée par leur concentration en azote obtenue par analyses. Cela correspond à 14,4% de l'azote entrant dans le système, réparti entre la croissance des salades majoritairement (13,3% de l'azote entrant), celle des plants de fraisières (0,7%) et celle des fraises (0,4%). Il reste donc 46,2% de l'azote entrant qui s'accumule dans le système. Ces résultats sont représentés schématiquement sur la figure 13.



**Figure 13.** Bilan des flux d'azote dans le système aquaponique pendant l'expérience.

Autrement dit (Fig.14), 24% de l'azote dissous est assimilé par les plantes pour leur croissance et 76% reste dans l'eau et s'accumule dans le système, ce qui n'est pas souhaitable.

Pour optimiser l'assimilation de l'azote par les végétaux et éviter l'accumulation d'azote dans le système, on pourrait par exemple multiplier la surface végétale par 4 ou diviser l'effectif animal par 4 ou opter pour une situation intermédiaire, par exemple multiplier la surface végétale par 2 et diminuer de moitié l'effectif animal en même temps.

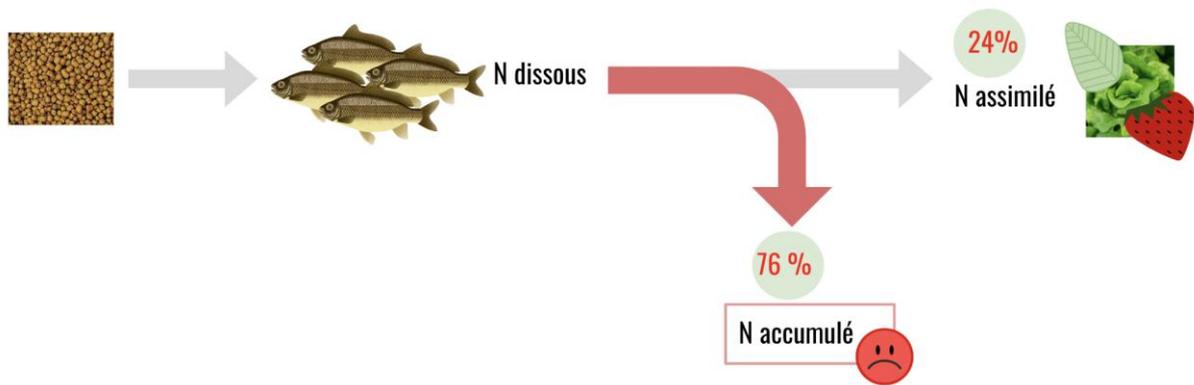


Figure 14. Bilan de l'assimilation de l'azote dissous dans le système

Ainsi, le modèle théorique nous a indiqué que, sans perturbations extérieures, le système aquaponique n'est pas optimisé (figure 10). On estime qu'il resterait a priori environ 2/3 de l'azote entrant dans le système à la fin de la période expérimentale. Le modèle expérimental indique également que le système n'est pas optimisé. Néanmoins, il révèle qu'environ 51% de l'azote intégré au système a été fixé par l'atelier végétal et animal. Cela signifie que la moitié de l'azote incorporé reste libre dans le système. Le bilan se révèle donc davantage encourageant relativement à ce qui a été prédit par le modèle théorique mais révèle tout de même des modifications à réaliser sur les ateliers végétal et animal concernant notamment les effectifs, afin d'arriver à un système optimisé.

## 2. Flux d'eau

Concernant les flux d'eau, nous considérons que le seul flux entrant est l'eau apportée au système par captation dans le forage. Les valeurs sont les valeurs cumulatives sur l'ensemble de l'expérience.

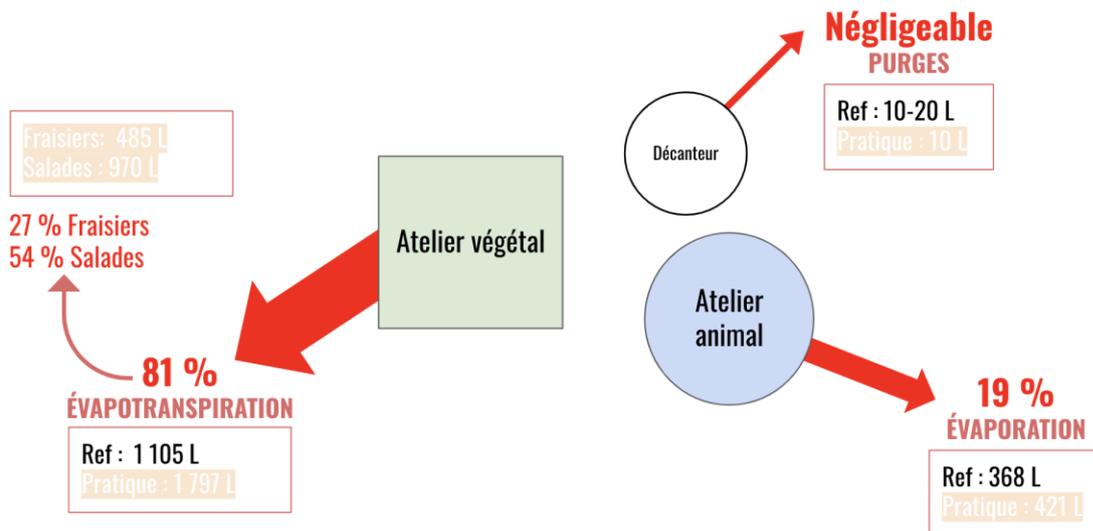


Figure 15. Bilan des flux d'eau dans le système sur la durée de l'expérimentation

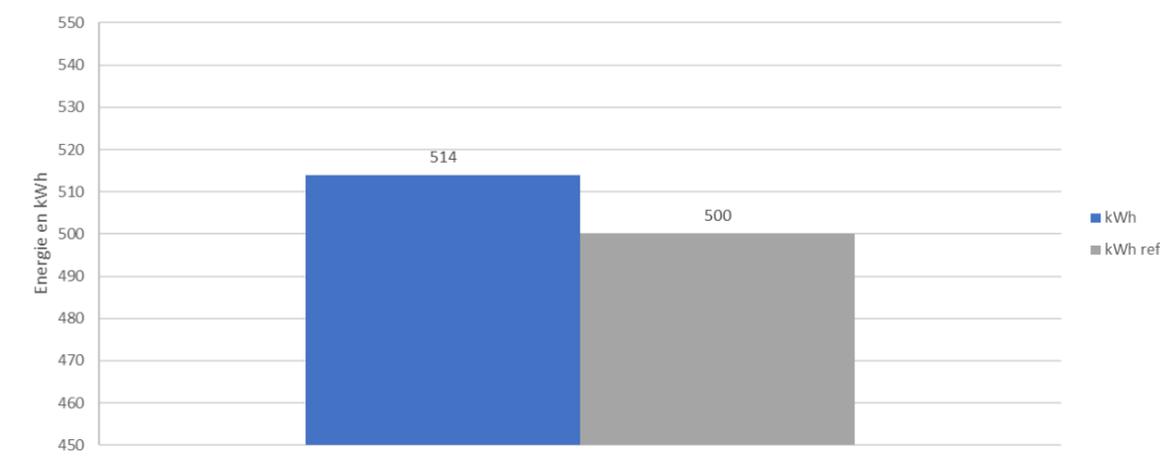
**Atelier végétal** : L'évaporation de l'eau est négligée au niveau de cet atelier. L'évapotranspiration est ici le principal mécanisme mis en œuvre, et représente 81% de la perte d'eau totale dans le système pour une valeur de 1797 litres. Cela est une très forte valeur (+63%) par rapport à celle que nous avons trouvée en référence (1105 L). En effet, en

été, la mise à niveau du système représente de l'ordre de 1,5% du volume d'eau par jour (Source : [Aquaponie.net](http://Aquaponie.net)). Dans Dans cette perte, 75% représente l'évapotranspiration contre 25% pour l'évaporation (Source : [myfood](http://myfood)). L'évapotranspiration se répartit comme suit : seul 1/3 (33,3% = 485 L) est dû aux plants de fraisiers contre 2/3 pour les plants de salade (970 L).

**Atelier animal** : Ici, seul le phénomène d'évaporation au niveau du bassin des carpes est pris en compte. Il représente 19% des flux sortants d'eau totaux, pour une valeur de 368 L. Cela est cette fois-ci cohérent avec la valeur que nous avons trouvée en référence : 421 L.

Nous avons considéré que les purges (bimensuelles) au niveau du décanteur, avec une perte de 10 L chacune, étaient négligeables dans nos calculs. Ces pertes sont également cohérentes avec la valeur de référence c'est-à-dire 10 à 20 L (Source : [Aquaponie.net](http://Aquaponie.net)).

### 3. Flux d'énergie



**Figure 16.** Flux d'énergie et comparaison de la valeur de notre système d'aquaponie par rapport à des valeurs de références.

Nous voyons sur cet histogramme que sur la durée de l'expérimentation, 514 kWh par kg de poisson produit ont été consommés, soit seulement 2,8 % de plus que la valeur de référence, à savoir 500 kWh.

## IV. Limites de notre modélisation

### IV.1. Influence des paramètres environnementaux

Les modélisations théoriques et pratiques sont complètement différentes. En effet, la partie théorique suppose des valeurs constantes et sans perturbations extérieures. Or, la partie pratique, plus réaliste, montre des valeurs variables dues à des paramètres environnementaux.

Les carpes, qui ont été introduites dans le bassin aquaponique depuis un étang, ont été soumises à un fort stress lors de leur déplacement. Leur manipulation, le changement de leur environnement et de leur alimentation provoquent du stress chez ces animaux. Ce stress a été un facteur aggravant concernant l'aspect sanitaire. En effet, les carpes n'ont pas tardé à présenter les symptômes d'une épidémie de *Saprolegnia sp.* Malgré un traitement antibiotique et antifongique (*Cress 50%*) jusqu'au rétablissement des poissons, un fort taux de mortalité a été observé, notamment sur les premiers jours de l'infection. Les effectifs sont passés de 295 carpes le 04.05, à 206 carpes le 24.05, soit 20 jours plus tard. Cela a un fort impact sur la biomasse enregistrée, mais également sur la quantité de fèces produite et sur la fréquence de renouvellement de l'eau (plus fréquente). Il a également été constaté que les carpes étaient parasitées par des poux du genre *Argulus*, ce qui a probablement pu contribuer à leur affaiblissement.

## **IV.2. Incertitudes**

Les incertitudes sont inévitables dans cette expérimentation mais influencent les résultats. La majorité des incertitudes se retrouve dans le calcul des poids d'animaux et de végétaux, dans les mesures d'eau mais également dans la récolte des données. Les incertitudes majeures sont regroupées dans le tableau 4.

Le logiciel GUM a permis de mesurer l'incertitude sur le volume d'eau total du système. En effet, les distances pour le calcul du volume d'eau de chaque bac a été mesuré avec une règle graduée en cm dont l'incertitude est de  $\frac{1}{2}$  graduation soit 0,5 cm. Ainsi nous avons pu aboutir à un volume total d'eau dans le système de  $(3436 \pm 13)$  L soit une incertitude de 0,4%. De plus, la purge au niveau du décanteur est une autre source d'incertitude importante. Une graduation en litres a été placée sur la paroi du décanteur afin de contrôler le niveau d'eau retiré par purge. Ainsi la purge retire 10 L d'eau du système plus ou moins 0,5 L soit une incertitude de 5%.

Les pesées ont été réalisées par deux balances. L'une de petite taille pour peser l'alimentation et les biomasses (animal et végétale) quotidiennes, avec une incertitude de 2g. Une autre plus grande pour peser les biomasses, animal et végétale, totales avec une incertitude de 10g.

Lors du calcul de l'évapotranspiration pour la modélisation théorique, une envergure de plante a été estimée. Chaque plant de salade et de fraisier ont été assimilés à un cercle de diamètre différent pour les deux espèces. Ces diamètres ont été estimés à partir d'une moyenne sur plusieurs plants. Les diamètres retenus pour la salade et le fraisier sont respectivement  $(17,5 \pm 0,5)$  cm et  $(14,5 \pm 0,5)$  cm. Ainsi, on peut en faire une estimation des surfaces qui sont  $(0,0962 \pm 0,0055)$  m<sup>2</sup> pour les salades et  $(0,0661 \pm 0,0046)$  m<sup>2</sup> pour les fraisiers.

Différents échantillons ont été analysés afin de déterminer leur masse d'azote. Les analyses pour le laboratoire Eurofins nous ont été données avec une incertitude, répertoriées dans le tableau 3.

Nous devons également considérer l'incertitude "humaine" liée à la manipulation. En effet, pour les premières semaines, nous avons la biomasse élaguée des fraisiers sans distinction entre les fraises et les autres parties du fraisier élagué. Or nous nous sommes rendu compte qu'il était important de faire la distinction.

Au cours de la troisième semaine d'expérience, les carpes ont été contaminées, comme nous l'avons expliqué précédemment. Cette contamination a généré une absence de pesée de la biomasse des carpes pour la troisième semaine, afin de ne pas générer de stress supplémentaire. La biomasse des poissons de la deuxième semaine a été retranscrite à la troisième semaine.

**Tableau 4.** Liste des grandeurs mesurées et des incertitudes associées.

Grandeurs	Incertitudes
Mesure avec règle (cm)	$\frac{1}{2}$ graduation = 0,5 cm
Balances de pesées (g)	2g pour l'alimentation et les pesées de biomasse quotidienne 10g pour les pesées de biomasse totale
N total des salades	0,07 g/100g
N total des fraisiers	0,07 g/100g
N total des fraises	0,07 g/100g
N total des carpes	0,1 g/100g
N total de l'aliment	0,17 g/100g

### IV.3. Différences entre attentes et rendu

Nous avons dû faire face à certaines difficultés lors de l'élaboration de notre travail. Certaines étaient connues ; nous savions que la durée de l'expérimentation serait limitée (30 jours), et que par conséquent notre modélisation ne serait pas optimale et ne prendrait pas en compte les éventuelles variations sur des périodes plus longues.

Il y avait également des imprévus : nous l'avons mentionné auparavant, les carpes ont été contaminées par un oomycète mangeur de chair *Saprolegnia* qui a engendré une mortalité importante, et parasitées par des poux de la carpe du genre *Argulus*.



**Figure 17.** Argulus (poux de la carpe) infectant les carpes de l'atelier animal du système observé au microscope optique.

Enfin, nous avons découvert au fil de notre travail que les données bibliographiques étaient limitées, et que certaines approximations étaient faites dans les expériences (données considérées constantes ou issues d'une moyenne).

## V. Conclusion et perspectives

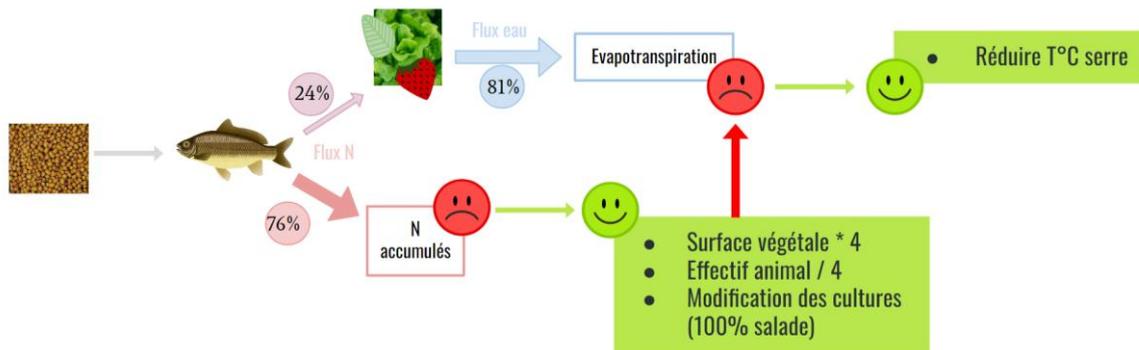


Figure 18. Schéma du bilan des suggestions d'amélioration du système aquaponique de Bréhoulou.

En conclusion, nous avons réussi à modéliser les flux d'azote, d'eau et d'énergie du système aquaponique du projet MEDUSA. Les valeurs de flux énergétiques étant satisfaisantes, nous n'avons pas de préconisation particulière à fournir. Cependant, au vu de l'excédent d'azote dissous dans le système, nous suggérons trois possibilités :

- multiplier la surface de l'atelier végétal par 4
- diviser l'effectif de carpes par 4
- ou faire un compromis qui est de multiplier la surface de l'atelier végétal et diviser l'effectif par 2.

L'augmentation de la surface végétale entraînant à son tour une augmentation de l'évapotranspiration, nous suggérons également de prendre des mesures permettant une baisse de la température sous la serre.

On peut également changer les variétés cultivées et passer par exemple en 100% salades, qui ont une croissance beaucoup plus rapide et assimilent plus d'azote. Cependant, les salades fournissent plus d'évapotranspiration que les fraisiers, il faut donc s'attendre à une plus grande consommation en eau du système.

## Bibliographie

- Richard, D., Hausberger, M., Chevalet, P., Fournel, S., Giraud, N., Gros, F., Laurenti, P., Pradere, F., Soubaya, T., Ysnel, F. 2018. Biologie - Le cours. Dunod, Malakoff, 768 PP.
- Won, J.J., Dong, S.K., Ha Seon, S., Su, R.A., Hye Jin, L., Yu Hyun, M., Ui Jeong, W., Sung, K.K. 2021. Estimation of evapotranspiration and water requirements of strawberry plants in greenhouses using environmental data. Water - Smart Food Production. Vol 5 : 8 PP.
- Xu, C.Y., Singh, V.P. 2000. Evaluation and generalization of radiation-based methods for calculating evaporation. Hydrological Processes. Vol 14 (2) : 339-349.
- Huisman, E.A. 1976. Food conversion efficiencies at maintenance and production levels for carp, *Cyprinus carpio* L., and rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. Aquaculture. Vol 9 : 259 - 273.
- Nuwansi, K.K.T., Verma, A.K., Chandrakant, M.H., Prabhath, G.P.W.A., Peter, R.M. 2021. Optimization of stocking density of koi carp (*Cyprinus carpio* var. *koi*) with gotukola (*Centella asiatica*) in an aquaponic system using phytoremediated aquaculture wastewater. Aquaculture. Vol 532 : 753 - 993.
- Yildiz, H.Y., Robaina, L., Pirhonen, J., Mente, E., Dominguez, D., Parisi, G. 2017. Fish Welfare in Aquaponic Systems: Its Relation to Water Quality with an Emphasis on Feed and Faeces - A Review. Water. Vol 9 (1) : 13. [Fish Welfare in Aquaponic Systems: Its Relation to Water Quality with an Emphasis on Feed and Faeces-A Review - ProQuest](#)

## Sites web :

- FAO : <https://www.fao.org/home/fr> consulté le 14/05/2023
- World Meteorological Organization : <https://public.wmo.int/en> consulté le 14/05/2023
- Température de Bréhoulou le mois de mai (températures, durée du jour, ensoleillement, couverture nuageuse) : Où et quand (2023) <https://www.ou-et-quand.net/partir/quand/france/bretagne/fouesnant/mois/mai/>, consulté le 12/05/2023.
- Valeur de la radiation solaire pour la formule d'évaporation : ENS Lyon (2023) <http://acces.ens-lyon.fr/acces/thematiques/paleo/systemclim/effet-de-serre/puissance-solaire>, consulté le 12/05/2023.
- Valeurs de pression saturante dans la formule d'évaporation : Deleze (2023) <https://www.deleze.name/marcel/physique/rosee/psat.pdf>, consulté le 12/05/2023.
- Kc pour chaque culture : Chambre d'Agriculture Nouvelle-Aquitaine (2023) [https://gironde.chambre-agriculture.fr/fileadmin/user\\_upload/Nouvelle-Aquitaine/100\\_Inst-Gironde/Documents/pdf\\_grandes-cultures\\_accompagnement-technique\\_mieux-irriguer/Messages\\_irrigation\\_2019/message\\_1/Tableau\\_Coefficients\\_Cultureaux\\_Kc\\_02.pdf](https://gironde.chambre-agriculture.fr/fileadmin/user_upload/Nouvelle-Aquitaine/100_Inst-Gironde/Documents/pdf_grandes-cultures_accompagnement-technique_mieux-irriguer/Messages_irrigation_2019/message_1/Tableau_Coefficients_Cultureaux_Kc_02.pdf), consulté le 14/05/2023
- Quelle eau utiliser pour mon système ? | Aquaponie.net. <https://aquaponie.net/quelle-eau-utiliser-pour-mon-systeme/#:~:text=ou%20les%20plantes,-L'eau%20de%20pluie,polluants%20et%20pas%20de%20calcaire>, consulté le 05/06/2023
- Gestion de l'eau. myfood - Se reconnecter à son Alimentation, <https://wiki.myfood.eu/docs/gestion-de-leau-ete>, consulté le 05/06/2023