

Mémoire

Auteur : Wuillaume, Frederic

Promoteur(s) : Lepoint, Gilles

Faculté : Faculté des Sciences

Diplôme : Master en océanographie, à finalité approfondie

Année académique : 2022-2023

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/18610>

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.



Université de Liège

Faculté des Sciences

Département de Biologie, Ecologie et Evolution

Laboratoire d'Ecologie trophique et isotopique

Effet de la température sur la composition isotopique et le métabolisme respiratoire chez *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931)

Mémoire de fin d'études présenté en vue de l'obtention du grade de MASTER en
OCÉANOGRAPHIE, à finalité approfondie

Présenté par :

Frédéric Guillaume

Promoteur :

Dr Gilles LEPOINT

Année Académique : 2022 - 2023

Remerciements

Je souhaiterais tout d'abord remercier mon épouse et mes enfants sans qui ces cinq années d'études n'auraient pas été possibles.

Entreprendre un Master nécessite d'y consacrer le temps nécessaire. Reprendre des études en parallèle d'une activité professionnelle établie depuis plus de vingt ans nécessite de dégager ce temps sur celui accordé aux siens. C'est donc avec beaucoup de reconnaissance et d'émotion que je remercie mon épouse et mes trois enfants d'avoir enduré ces sacrifices sans jamais ne m'avoir formulé aucun reproche. Merci à eux.

Je souhaite remercier également ma maman pour son soutien indéfectible et permanent, au cours de toutes ces années d'études comme en dehors de celles-ci.

Réaliser un mémoire expérimental est une entreprise conséquente. Je souhaiterais donc remercier Mr Lepoint, promoteur de ce mémoire, d'avoir accepté en toute connaissance de cause de m'offrir cette opportunité en m'accueillant au sein de son laboratoire d'Ecologie trophique et isotopique du Département de Biologie, Ecologie et Evolution de l'Université de Liège.

Depuis la conception et la mise au point du dispositif expérimental jusqu'à la finalisation de ce manuscrit, rien n'aurait été possible sans la gentillesse, l'enthousiasme, la disponibilité et l'investissement permanent dont Mr Lepoint a fait preuve durant cette période de quasiment un an et demi. Je souhaite sincèrement remercier Mr Lepoint pour tout ce temps consacré et cet optimisme indéfectible qu'il a manifesté en toutes circonstances. Merci à lui.

Je souhaiterais également remercier toutes les promotions de Master en Océanographie rencontrées au cours de ces cinq années, chacune à leur manière. Je remercie tous ces étudiants de ne jamais avoir souligné nos différences de générations et de compétences, informatiques entre autres mais de toujours m'avoir accueilli et intégré aux différents projets de groupe.

Enfin, je souhaiterais remercier toutes les personnes qui m'ont offert leur temps et leurs compétences lorsque j'en ai eu besoin, que ce soit au sein de l'Université de Liège, du Service d'Océanographie biologique ou en dehors. Au risque d'en oublier, je souhaiterais citer et remercier Mme Karremans de l'Apparitorat de la Faculté des Sciences, Laurence Lefebvre du Département de Biologie, Ecologie et Evolution / Océanographie biologique, Jean-Pol Maret, Karim Zouaoui Boudjeltia et François Bourgeois pour leur aide, chacun dans leur domaine. Le fond étant indissociable de la forme, je souhaite remercier mes relecteurs à commencer par mes beaux-parents, mon épouse, ma filleule Amélie Guillaume et tous mes amis : Hugues et Marcelle, Luc et Martine ainsi que Jean-François Cabaraux, ami et confrère depuis maintenant quasi trente ans.

Table des matières

Remerciements	<i>i</i>
Table des matières	<i>ii</i>
Résumé	1
Abstract	2
Avant-propos	3
1. Introduction	4
1.1 Les isotopes stables	4
1.1.1 Généralités.....	4
1.1.2 Le fractionnement isotopique et le facteur d'enrichissement trophique.....	5
1.1.3 Les isotopes stables du carbone	7
1.1.4 Les isotopes stables de l'azote.....	7
1.1.5 Les isotopes stables du soufre	8
1.1.6 Impact de la température sur le fractionnement isotopique du carbone, de l'azote et du soufre	9
1.2 Les taux métaboliques et la respirométrie	10
1.3 Le turnover isotopique	11
1.4 <i>Gammarus aequicauda</i> : Généralité et Ecologie	11
1.5 Objectifs	13
2 Matériel et méthodes	14
2.1 Matériel biologique	14
2.2 Protocole expérimental	14
2.3 Respirométrie	16
2.4 Préparation des échantillons et analyses isotopiques	18
2.5 Calcul du taux de turnover isotopique et du facteur d'enrichissement trophique	19
2.6 Analyses statistiques	20
3 Résultats	21
3.1 Analyses isotopiques	21
3.1.1 Composition isotopique du carbone.....	21
3.1.2 Composition isotopique de l'azote	24
3.1.3 Composition isotopique du soufre.....	28
3.1.4 Biplot.....	29

3.2	Rapport C/N	33
3.3	Respirométrie.....	36
3.4	Fractionnement isotopique et facteur d'enrichissement trophique	39
3.5	Turnover isotopique	39
4	Discussion.....	40
4.1	Composition isotopique des sources de nourriture potentielles	40
4.1.1	Composition élémentaire et isotopique de la litière de <i>P. oceanica</i> et du sédiment.....	41
4.1.2	Le rapport C/N de la litière et du sédiment	41
4.1.3	Composition élémentaire et isotopique du biofilm	42
4.2	Composition isotopique de <i>Gammarus aequicauda</i> : tendances générales	43
4.2.1	Les raisons d'un changement alimentaire potentiel au cours du temps	44
4.2.2	Composition élémentaire et isotopique par classe de gammares.....	45
4.2.2.1	Comparaison mâle vs femelle	45
4.2.2.2	Comparaison adultes vs. juvéniles	46
4.3	La respirométrie et le rapport C/N.....	46
5	Conclusions et perspectives.....	49
6	Bibliographie.....	A
7	Annexes.....	i
7.1	Résultats des analyses élémentaires et isotopiques	i
7.1.1	Résultats des analyses élémentaires et isotopiques sur les sources de nourriture.....	i
7.1.1.1	Litière de <i>Posidonia oceanica</i>	i
7.1.1.2	Sédiment	ii
7.1.1.3	Biofilm des vitres de l'aquarium.....	iii
7.1.2	Résultats des analyses élémentaires et isotopiques sur les individus de <i>Gammarus aequicauda</i>	iv
7.1.2.1	Les femelles de <i>Gammarus aequicauda</i>	iv
7.1.2.2	Les mâles de <i>Gammarus aequicauda</i>	viii
7.1.2.3	Les juvéniles de <i>Gammarus aequicauda</i>	xii
7.2	Résultats de respirométrie	xiii
7.2.1	Mesure de la décroissance de la saturation en oxygène	xiii
7.2.2	Résultats des taux de respiration mesurés chez les femelles de <i>Gammarus aequicauda</i>	xiv
7.2.3	Résultats des taux de respiration mesurés chez les mâles de <i>Gammarus aequicauda</i>	xv

Résumé

La composition isotopique d'un consommateur a pour origine la composition isotopique de ses sources de nourriture modifiée par les différents processus métaboliques propres à l'individu. Ces processus, appelés fractionnements isotopiques, peuvent être directement ou indirectement influencés par la température de l'environnement.

La température est un facteur environnemental clé qui a un impact important chez les ectothermes. Un accroissement thermique s'accompagne d'une augmentation de la demande en oxygène. Pour analyser la relation entre le fractionnement, la température et le métabolisme, il est donc nécessaire de mesurer certains aspects du métabolisme. Le taux de consommation en oxygène mesuré par respirométrie est un bon indicateur du taux d'activité métabolique aérobie.

Ce mémoire vise à explorer expérimentalement l'effet de la température sur la variabilité des isotopes stables du carbone, de l'azote et du soufre chez un crustacé amphipode marin modèle, le gammare *Gammarus aequicauda*, en relation avec le métabolisme respiratoire. Les animaux, élevés dans un aquarium de 400L depuis 2013 ont été soumis à six paliers successifs de température d'une durée d'un mois : 20, 15, 12, 15, 20 et 25°C, respectivement.

Des prélèvements ont été effectués chaque semaine pour les analyses isotopiques et élémentaires (n = 5 pour mâles et femelles, respectivement) et chaque mois pour les mesures de respirométrie (n = 6 pour mâles et femelles). Les sources alimentaires potentielles ont été également prélevées mensuellement (détritus de posidonies, matière organique du sédiment, biofilm algal des parois de l'aquarium) et leurs compositions isotopiques et élémentaires varient peu au cours du temps. Par contre, des variations importantes de la composition isotopique en carbone ($\delta^{13}\text{C}$) et en azote ($\delta^{15}\text{N}$) des gammares ont été observées en fonction du temps. Ces variations sont indépendantes de la température et correspondent vraisemblablement à un changement de régime alimentaire au cours de l'expérience. *G. aequicauda* consommait principalement de la litière de *Posidonia oceanica* en début d'expérience et du biofilm algal en fin d'expérience. Ces changements isotopiques masquent tous les autres effets potentiels et n'ont pas permis de calculer les paramètres envisagés (facteur de fractionnement trophique et turnover isotopique). Parmi les individus, des différences liées au sexe ont été constatées. Les changements de régime alimentaire précoces suspectés chez les femelles sont probablement à mettre en lien avec des demandes énergétiques supérieures liées à la reproduction. Aucun lien n'a pu être établi entre les valeurs de respiration mesurées et les compositions isotopiques, en particulier celles du carbone. Il est possible que le changement de nourriture constaté masque ces relations potentielles.

Cette expérimentation est riche en enseignements et illustre la plasticité et les capacités adaptatives dont *G. aequicauda* est capable lorsqu'il est élevé en milieu captif semi-naturel.

Abstract

The isotopic composition of a consumer originates from the isotopic composition of its food sources, modified by the various metabolic processes specific to the individual. These processes, known as isotopic fractionation, can be directly or indirectly influenced by the temperature of the environment.

Temperature is a key environmental factor that has a major impact on ectotherms. An increase in temperature is accompanied by an increase of oxygen demand. To analyse the relationship between fractionation, temperature and metabolism, it is therefore necessary to measure certain aspects of metabolism. The rate of oxygen consumption measured by respirometry is a good indicator of the rate of aerobic metabolic activity.

The aim of this thesis is to experimentally explore the effect of temperature on the variability of stable isotopes of carbon, nitrogen and sulphur in a model marine amphipod crustacean, the *Gammarus aequicauda*, in relation to respiratory metabolism. The animals, reared in a 400L aquarium since 2013, were subjected to six successive temperature stages lasting one month: 20, 15, 12, 15, 20 and 25°C, respectively.

Samples were taken weekly for isotopic and elemental analyses ($n = 5$ for males and females, respectively) and monthly for respirometry measurements ($n = 6$ for males and females). Potential food sources were also sampled monthly (seagrass detritus, sediment organic matter, algal biofilm on the aquarium walls) and their isotopic and elemental compositions varied little over time. However, significant variations in the isotopic composition of carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and nitrogen ($\delta^{15}\text{N}$) in gammarus were observed as a function of time. These variations are independent of temperature and probably correspond to a change in diet during the experiment. *G. aequicauda* consumed mainly *Posidonia oceanica* litter at the beginning of the experiment and algal biofilm at the end. These isotopic changes mask all other potential effects and did not allow the parameters envisaged (trophic fractionation factor and isotopic turnover) to be calculated. Among the individuals, sex-related differences were observed. The early changes in diet suspected in females are probably linked to the higher energy demands associated with reproduction. No link could be established between the measured respiration values and isotopic compositions, particularly those of carbon. It is possible that the change in diet observed masked these potential relationships.

This experiment is rich in lessons and illustrates the plasticity and adaptive capacities that *G. aequicauda* is capable of when reared in a semi-natural captive environment.

Avant-propos

La composition isotopique d'un consommateur a pour origine la composition isotopique de ses sources de nourriture modifiée par les différents processus métaboliques propres à l'individu ; ces processus appelés fractionnements isotopiques sont déterminés par différents paramètres (e.g. taxonomie, régime alimentaire, physiologie des individus) et résultent en un fractionnement global nommé fractionnement trophique (ou enrichissement trophique). Ce mémoire vise à explorer expérimentalement l'effet de la température sur les fractionnements trophiques des isotopes stables du carbone, de l'azote et du soufre chez un crustacé amphipode modèle, le gammare *Gammarus aequicauda* en relation avec le métabolisme respiratoire.

Les isotopes stables sont des traceurs intégratifs du régime alimentaire qui permettent, sur la base d'analyses réalisées sur les tissus d'un consommateur et de ses sources de nourriture potentielles, d'estimer une composition probabiliste de son régime et d'obtenir différentes informations relatives au réseau trophique auquel il participe : par exemple, la position trophique qu'il occupe ou les voies par lesquelles circulent les flux de matière et d'énergie qui sont assimilés par ces organismes. La pertinence et la précision des informations ainsi obtenues sont, entre autres, liées à l'adéquation des facteurs de fractionnement trophique utilisés.

La température du milieu de vie est un facteur abiotique majeur qui influence les taux métaboliques des processus biochimiques en cours chez les ectothermes. Sa variabilité s'accompagne de modifications physiologiques et comportementales visibles telles que le taux de consommation d'aliments, de respiration, de croissance et la taille corporelle à maturité ; autant de paramètres qui peuvent influencer la composition isotopique de ces organismes, et par voie de conséquence, potentiellement, les facteurs d'enrichissements trophiques observés.

Gammarus aequicauda (Martynov, 1931) est un crustacé amphipode vivant en Méditerranée et en Mer noire dans les accumulations de phytodétritus benthiques. Très résistantes aux conditions du milieu (e.g. température, salinité, concentration en oxygène), l'espèce est utilisée comme modèle biologique en écotoxicologie notamment. Les facteurs de fractionnement trophique établis spécifiquement pour les invertébrés aquatiques sont rares et, à notre connaissance, les effets de la température sur ces fractionnements et le lien avec le métabolisme respiratoire sont peu étudiés.

1. Introduction

1.1 Les isotopes stables

1.1.1 Généralités

Historiquement, les techniques d'analyses en isotopes stables ont été mises au point pour résoudre des questions relatives à la biogéochimie des roches (Peterson & Fry, 1987) et aux études paléolimnologiques (Belle *et al.*, 2020). Elles ont ensuite été appliquées à d'autres disciplines et, notamment, à l'écologie trophique (DeNiro & Epstein, 1981). Les éléments chimiques choisis pour ces analyses sont des éléments relativement légers, composés principaux de la biosphère et qui possèdent plusieurs formes isotopiques stables : le carbone (C), l'azote (N), le soufre (S), l'hydrogène (H) et l'oxygène (O) (Peterson & Fry, 1987).

Les différents isotopes d'un même élément chimique se distinguent les uns des autres par le nombre de neutrons présents dans le noyau atomique et, en conséquence, d'une différence de masse atomique. Les termes « isotope lourd » (contenant le plus de neutrons) et « isotope léger » (contenant le moins de neutrons) sont couramment utilisés pour distinguer les isotopes d'un même élément chimique (Fry, 2006).

Dans la nature, la proportion des isotopes du carbone, de l'hydrogène, de l'azote, de l'oxygène et du soufre est majoritairement en faveur des isotopes légers (à plus de 95 %) par rapport aux isotopes lourds (Fry, 2006). Cependant, durant le cycle de ces éléments, les rapports d'abondance entre isotopes stables d'un même élément chimique se modifient de manière naturelle et prévisible par la combinaison du fractionnement qui correspond à l'utilisation différenciée de la forme isotopique lourde ou légère. Ces fractionnements sont observés au cours des processus physiques ou (bio)chimiques, ce qui inclut le métabolisme animal ou végétal (Canseco *et al.*, 2022). À titre d'exemple, la valeur isotopique moyenne des plantes terrestres en C3 ($\delta^{13}\text{C} = -27,8 \text{ ‰}$) reflète la valeur de la ligne de base isotopique du CO_2 atmosphérique ($\delta^{13}\text{C} = -7,0 \text{ ‰}$) modifiée par le facteur de fractionnement de la photosynthèse ($\delta^{13}\text{C} = -20,4 \text{ ‰}$) (Peterson & Fry, 1987).

Ces variations infinitésimales peuvent être quantifiées avec précision grâce à la spectrométrie de masse IRMS - Isotope Ratio Mass Spectrometry (Peterson & Fry, 1987).

Les mesures en isotopes stables sont exprimées conventionnellement sous la forme d'une valeur δ (exprimée en ‰), qui correspond à une différence de ratios isotopiques entre la forme isotopique lourde et légère de l'élément chimique mesuré dans un échantillon par rapport à celui observé dans un standard international pour ce même élément chimique (Canseco *et al.*, 2022 ; Coplen, 2011 ; Peterson & Fry, 1987). Une augmentation de cette valeur δ indique un enrichissement de l'échantillon dans la forme isotopique lourde (Canseco *et al.*, 2022) tandis qu'une diminution de la

valeur δ indique une diminution de la forme isotopique lourde au profit d'un enrichissement de la forme isotopique légère (Peterson & Fry, 1987).

Depuis les quarante dernières années, les isotopes stables du carbone, de l'azote puis du soufre, et plus récemment de l'oxygène et de l'hydrogène, sont utilisés comme traceurs dans les études écologiques. Ces traceurs intégratifs permettent ainsi de suivre et de tracer le cycle des éléments chimiques au sein de la biosphère, d'établir des réseaux trophiques avec estimation de la position trophique des consommateurs (Phillips *et al.*, 2014), d'identifier les sources de contaminants organiques et de suivre les mouvements de ces polluants dans les réseaux trophiques (Canseco *et al.*, 2022 ; Coat *et al.*, 2011). La mesure de la variabilité isotopique est également utilisée dans les études de migration ou des mouvements ontogénétiques (Cocheret de la Morinière *et al.*, 2003 ; Vander Zanden *et al.*, 2015), la comparaison des niches trophiques (Newsome *et al.*, 2007) ou dans des domaines aussi variés que l'anthropologie, les sciences atmosphériques, la biologie, la chimie, les sciences environnementales, la géochimie, la géologie, l'océanographie ou la paléoclimatologie (Coplen, 2011).

En écologie trophique, les mesures en isotopes stables de l'azote et du carbone sont utilisées pour établir les niveaux trophiques des consommateurs qui composent la chaîne alimentaire et essayer d'identifier la composition des régimes alimentaires de chacun d'entre eux ainsi que les voies par lesquelles circulent le flux de matière et d'énergie dans ces réseaux trophiques (Post, 2002). La composition isotopique des tissus d'un consommateur a pour origine la composition isotopique de ces sources de nourriture modifiée par les différents fractionnements isotopiques métaboliques propres à l'individu. Ces processus sont déterminés par différents paramètres (e.g. appartenance systématique et phylogénie, régime alimentaire, physiologie des individus) et résultent en un fractionnement global nommé fractionnement trophique (ou enrichissement trophique) (e.g. McCutchan *et al.*, 2003). La détermination du régime alimentaire nécessite de disposer de la composition isotopique des ressources alimentaires (McCutchan Jr *et al.*, 2003) de même qu'une bonne connaissance des valeurs de fractionnement entre l'aliment et le consommateur, et des facteurs qui peuvent l'influencer (Barnes & Jennings, 2007 ; McCutchan Jr *et al.*, 2003).

1.1.2 Le fractionnement isotopique et le facteur d'enrichissement trophique

Le fractionnement isotopique est un processus de discrimination atomique dépendant de la masse entre l'isotope lourd et l'isotope léger d'un même élément chimique (Fry, 2006 ; Peterson & Fry, 1987). La composition électronique des différents isotopes d'un même élément chimique étant identique, leurs capacités fonctionnelles de réaction biochimique sont similaires mais leurs légères différences de masse atomique sont à la base des modifications dans leurs comportements physiques et chimiques conduisant au fractionnement isotopique (Coplen, 2011).

De manière globale, entre les ratios isotopiques mesurés sur une ressource alimentaire et sur les différents tissus présents chez son consommateur, plusieurs fractionnements peuvent prendre place, que ce soit au moment de l'assimilation des ressources nutritionnelles, durant les différents processus métaboliques en place chez le consommateur ou selon la nature des différents composés présents dans les tissus du consommateur (McCutchan Jr *et al.*, 2003).

À l'échelle d'un organisme, les fractionnements isotopiques opérés au cours de chacun des processus physiques et de chacune des réactions biochimiques vont se cumuler et, pour chaque élément isotopique analysé, une différence de composition isotopique va pouvoir être calculée entre la valeur δ mesurée sur les sources de nourriture et celle mesurée sur le consommateur (Coplen, 2011). Le facteur d'enrichissement trophique (TEF) ou facteur de discrimination trophique (TDF) ou Espacement Tissu-Aliment – Diet-Tissue Spacing (Canseco *et al.*, 2022) traduit la résultante des modifications isotopiques induites par le métabolisme d'un organisme sur ses sources de nourriture, le résultat net de l'ensemble des processus de fractionnement, physique(s) ou chimique(s), se déroulant au sein de l'organisme. Le TEF est noté Δ , s'exprime en ‰ et est calculé selon la formule (1) :

$$\Delta^{\text{HX}} = \delta^{\text{HX}}_{\text{CONSOMMATEUR}} - \delta^{\text{HX}}_{\text{RESSOURCE ALIMENTAIRE}} \quad (1)$$

où X représente l'élément chimique analysé (C, N, S) avec un indice H qui correspond à la masse atomique de l'isotope lourd de l'élément X (^{13}C , ^{15}N , ^{34}S), $\delta^{\text{HX}}_{\text{CONSOMMATEUR}}$ (exprimé en ‰) est la composition isotopique du consommateur et $\delta^{\text{HX}}_{\text{RESSOURCE ALIMENTAIRE}}$ (exprimé en ‰) est la composition isotopique de ses ressources alimentaires.

En résumé, même si *in fine* la composition isotopique des ressources alimentaires assimilées est à la base de la composition isotopique globale des animaux, par les différents processus de fractionnement, des variations isotopiques considérables peuvent exister entre les différents tissus et les différents métabolites d'un même individu (Peterson & Fry, 1987). À titre d'exemple, les lipides contenus dans les graisses de réserve sont appauvris en ^{13}C avec des valeurs $\delta^{13}\text{C}$ diminuées de 2 à 8 ‰ par rapport au régime alimentaire. Ces différences sont une conséquence des processus de biosynthèse qui conduisent à un « ré-assemblage » des molécules assimilées par l'animal (Peterson & Fry, 1987).

Les facteurs d'enrichissement trophique identifiés pour le carbone, l'azote et le soufre varient considérablement entre individus, entre tissus et composés chimiques constituant ces tissus (McCutchan Jr *et al.*, 2003).

En écologie trophique, la connaissance des facteurs de fractionnement et l'établissement de facteurs d'enrichissement trophique précis et fiables sont importants. L'estimation de la position trophique d'un consommateur est particulièrement sensible aux valeurs de fractionnement trophique calculées sur la base des valeurs en $\delta^{15}\text{N}$ mesurées (Post, 2002).

1.1.3 Les isotopes stables du carbone

Dans la nature, l'élément chimique carbone (C) existe sous deux formes isotopiques stables : le ^{12}C et le ^{13}C . L'isotope stable léger est le plus abondant (98,9 %) tandis que l'isotope stable lourd ne représente que 1,1 % (Brugnoli & Farquhar, 2000).

Le carbone assimilé par un consommateur lors de la digestion et de l'assimilation de ses ressources alimentaires est intégré aux tissus de l'organisme par les processus anaboliques (croissance, biosynthèse), consommé via la respiration cellulaire ou excrété avec la production de déchets azotés contenant du carbone (urée et acide urique). Cependant, ces différentes possibilités de fractionnement ont tendance à se compenser dans une certaine mesure et les fractionnements trophiques pour le carbone sont généralement faibles. À l'examen de nombreux réseaux alimentaires, les valeurs $\delta^{13}\text{C}$ augmentent modestement en passant d'une position trophique à une position trophique supérieure (Brugnoli & Farquhar, 2000 ; Peterson & Fry, 1987 ; Power *et al.*, 2003). Une valeur moyenne de fractionnement trophique est établie à 0,4 ‰ (SD = 1,3 ‰) (Post, 2002). De manière globale, la composition isotopique en carbone des ressources alimentaires assimilées est donc déterminante pour celle de ses consommateurs (Peterson & Fry, 1987). La conséquence d'une valeur de $\delta^{13}\text{C}$ généralement mieux conservée au sein d'un réseau trophique est de permettre son utilisation comme traceur du carbone organique.

1.1.4 Les isotopes stables de l'azote

L'élément chimique azote existe sous deux formes isotopiques stables : l'isotope stable léger (^{14}N) présent à 99,6 % et l'isotope stable lourd (^{15}N) à 0,4 % (Fry, 2006).

Chez les animaux, la valeur isotopique en $\delta^{15}\text{N}$ mesurée sur des consommateurs est généralement plus élevée que celle mesurée sur leurs sources de nourriture (Canseco *et al.*, 2022 ; Vanderklift & Ponsard, 2003). En écologie trophique, l'analyse de la structure verticale (i.e. position trophique) du réseau est basée sur une augmentation de la valeur de $\delta^{15}\text{N}$ entre chaque position trophique successive (Adams & Sterner, 2000 ; Barnes *et al.*, 2007). Le $\Delta^{15}\text{N}$, initialement considéré comme proche de 3,4 ‰ pour tous les consommateurs (Post, 2002), est en fait assez variable. D'après leurs articles respectifs, McCutchan Jr *et al.* (2003), de même que Vanderklift & Ponsard (2003) proposent une valeur d'enrichissement trophique moyenne de $2,3 \pm 0,2$ ‰ avec des variations importantes selon le régime alimentaire des consommateurs, selon qu'ils se basent sur la consommation d'invertébrés ($1,4 \pm 0,2$ ‰), de rations riches en protéines ($3,3 \pm 0,3$ ‰) ou de plantes et d'algues ($2,2 \pm 0,3$ ‰) (McCutchan Jr *et al.*, 2003). D'autre part, il est démontré que certains poissons herbivores présentent des $\Delta^{15}\text{N}$ nettement plus élevés de l'ordre de 5‰ (Mill *et al.*, 2007).

Chez les animaux, le fractionnement de l'azote est lié au métabolisme des acides aminés : l'énergie des liaisons entre isotopes lourds étant plus importante que celle entre isotopes légers. Chez

les arthropodes marins, la dégradation des substances azotées, et la production d'ammoniac, résulte du catabolisme des groupes aminés (-NH₂ ou -NH) (Regnault, 1986). L'azote ¹⁴N subit préférentiellement les réactions de désamination ou de transamination avec excrétion des formes isotopiques légères (¹⁴N) et la rétention des formes isotopiques lourdes (¹⁵N) (Adams & Sterner, 2000). Ce fractionnement est également influencé par la forme biochimique employée par l'espèce pour l'excrétion de ses déchets azotés et du métabolisme de ses protéines (Peterson & Fry, 1987 ; Vanderklift & Ponsard, 2003). Dans le milieu marin, la plupart des animaux sont ammonotéliques et excrètent leurs déchets azotés sous forme d'ammoniac (Vanderklift & Ponsard, 2003). Cette forme d'excrétion conduit à un fractionnement plus faible que lors de la production d'urée commune chez les vertébrés terrestres.

Néanmoins, d'autres processus interviennent également comme la quantité de ration ingérée, le ratio C/N de cette nourriture, la qualité du contenu protéique vis-à-vis de l'apport des acides aminés les plus limitants ou les capacités digestives de l'animal (Masclaux & Richoux, 2017 ; McCutchan Jr *et al.*, 2003 ; Mill *et al.*, 2007)

Sur la base d'une méta-analyse menée par Vanderklift et Ponsart (2003) les organismes pour lesquels les facteurs d'enrichissement trophiques mesurés sont les plus faibles, sont ceux vivant dans le milieu marin et plus particulièrement dans les taxons des mollusques et des crustacés probablement en lien avec leur régime alimentaire détritivore ou par leur production des déchets azotés sous forme d'ammoniac.

1.1.5 Les isotopes stables du soufre

Dans la nature, l'élément chimique soufre existe sous deux formes isotopiques stables : l'isotope stable léger (³²S) présent à 95,0 % et l'isotope stable lourd (³⁴S) à 4,2 % (Fry, 2006). Dans les océans, le soufre est présent sous la forme de sulfate avec une composition isotopique de l'ordre de + 21 ‰ (Connolly *et al.*, 2004 ; Peterson & Fry, 1987). L'assimilation du sulfate par le phytoplancton se fait avec un léger effet isotopique de l'ordre de 1 à 2 ‰ (Peterson & Fry, 1987). La réduction anaérobie des sulfures par les bactéries présentes dans les sédiments marins se fait avec un fractionnement isotopique important ($\delta^{34}\text{S} \approx - 24 \text{ ‰}$) et les valeurs isotopiques lors de la réoxydation en sulfates dans l'eau interstitielle sédimentaire est variable et de l'ordre de + 30 à + 70 ‰ (Connolly *et al.*, 2004 ; Peterson & Fry, 1987). Ceci explique des valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ observées nettement plus variables dans le sédiment et les organismes benthiques liés au sédiment (Peterson & Fry, 1987).

Le soufre organique présent dans les tissus animaux d'un consommateur a pour origine le soufre organique présent dans son alimentation (McCutchan Jr *et al.*, 2003 ; Peterson & Fry, 1987) et la corrélation existant entre les valeurs en $\Delta^{15}\text{N}$ et en $\Delta^{34}\text{S}$ tenterait de confirmer que la valeur en $\Delta^{34}\text{S}$ est affectée par le contenu en protéines de l'alimentation (McCutchan Jr *et al.*, 2003).

La valeur d'enrichissement trophique $\Delta^{34}\text{S}$ est souvent considérée comme négligeable (Barnes & Jennings, 2007) avec une valeur moyenne de $0,5 \pm 0,6 \text{ ‰}$ et non significativement différente de zéro (McCutchan Jr *et al.*, 2003), ce qui rend les mesures isotopiques en soufre particulièrement utiles pour déterminer les ressources alimentaires d'un consommateur (Peterson & Fry, 1987).

En écologie trophique, l'utilisation des isotopes du soufre est utile en complément de ceux du carbone et de l'azote lorsque l'utilisation de ces deux derniers ne suffisent pas à différencier l'importance de sources alimentaires potentielles dans une ration alimentaire d'un consommateur (Connolly *et al.*, 2004). Tous les trois ont des comportements distincts au sein de la biosphère (Peterson & Fry, 1987).

1.1.6 Impact de la température sur le fractionnement isotopique du carbone, de l'azote et du soufre

Au travers des différentes études, la tendance générale est à une augmentation des valeurs de fractionnement du carbone suite à un accroissement concomitant de la température (Barnes *et al.*, 2007 ; Masclaux & Richoux, 2017 ; Power *et al.*, 2003 ; Schilder *et al.*, 2015), et une seule étude conclut en devant admettre ne pas constater d'effet de la température sur le $\Delta^{13}\text{C}$ (Belle *et al.*, 2020).

Les mécanismes responsables de ces modifications de la valeur du fractionnement isotopique $\Delta^{13}\text{C}$ sont le fractionnement du carbone au moment de l'assimilation, son excrétion sous la forme de $^{12}\text{CO}_2$ au cours de la respiration et la formation et le stockage de lipides ; la température a un impact direct ou indirect sur chacun de ces processus.

Chez les animaux, une augmentation de la respiration est corrélée positivement avec celle de la température dans la gamme des températures physiologiques (Power *et al.*, 2003 ; Schindler, 1968) avec un CO_2 excrété qui favorise l'élimination de la forme isotopique légère du carbone, un enrichissement en ^{13}C et une augmentation du $\Delta^{13}\text{C}$ (Masclaux & Richoux, 2017).

Une autre réaction des animaux aquatiques est une augmentation du contenu des tissus en lipides lorsqu'ils sont élevés à une température plus froide : e.g. *Dicentrarchus labrax* (Barnes *et al.*, 2007), *Daphnia* sp. (Masclaux & Richoux, 2017). Les lipides ayant une valeur en $\delta^{13}\text{C}$ plus négative que les autres composés biochimiques des tissus animaux, une augmentation des températures s'accompagne d'une augmentation de la valeur de fractionnement isotopique $\Delta^{13}\text{C}$ (Masclaux & Richoux, 2017). Chez les animaux, la valeur du rapport C/N est un indicateur fort de la composition lipidique (Masclaux & Richoux, 2017).

Chez les poissons téléostéens, la valeur d'enrichissement trophique $\Delta^{15}\text{N}$ obtenue se montre sensible à la température de l'eau (Canseco *et al.*, 2022). À titre d'exemple, chez les poissons téléostéens, la valeur $\Delta^{15}\text{N}$ diminue de $1,6 \text{ ‰}$ lorsque la température passe de 4 à 27°C (Canseco *et al.*, 2022). Cependant cette tendance n'est pas générale : les valeurs de fractionnement isotopique $\Delta^{15}\text{N}$

peuvent augmenter concomitamment avec la température (Masclaux & Richoux, 2017 ; Schilder *et al.*, 2015), diminuer (Barnes *et al.*, 2007 ; Power *et al.*, 2003) ou ne pas être modifiées (Belle *et al.*, 2020).

Pour expliquer les modifications du facteur de fractionnement trophique $\Delta^{15}\text{N}$, Power *et al.* (2003) proposent trois hypothèses liées à des modifications physiologiques de l'animal suite à une augmentation de la température du milieu de vie : une augmentation des taux de croissance, une augmentation du taux d'ingestion avec diminution du temps de résidence intestinale et l'âge des organismes au moment des analyses isotopiques (Masclaux & Richoux, 2017).

Il n'existe, à notre connaissance, aucune recherche relative à l'effet de la température sur le fractionnement des isotopes du soufre dans les tissus des organismes. Ceci est particulièrement surprenant étant donné l'opportunité que la composition isotopique en soufre d'un consommateur permet d'identifier les sources de nourriture assimilées de manière complémentaire vis-à-vis des informations obtenues par l'utilisation des isotopes du carbone.

Comme décrit dans les paragraphes qui précèdent, le fractionnement isotopique est, entre autres, expliqué par des effets métaboliques qui peuvent être directement ou indirectement influencés par la température de l'environnement. Pour analyser la relation entre le fractionnement, la température et le métabolisme, il est donc nécessaire de mesurer certains aspects du métabolisme décrits ci-après.

1.2 Les taux métaboliques et la respirométrie

La température est un facteur environnemental clé qui a un impact important chez les ectothermes (Semsar-kazerouni & Verberk, 2018). Un accroissement thermique s'accompagne d'une augmentation de la demande en oxygène métabolique (Semsar-kazerouni & Verberk, 2018). Le taux métabolique est un des aspects du processus métabolique. Il s'agit de la vitesse à laquelle un organisme dépense de l'énergie. Le taux métabolique peut être appréhendé par une mesure de l'énergie dissipée dans toutes les activités biologiques et quantifiée par calorimétrie directe (Brown *et al.*, 2004). Cependant, en raison de la stœchiométrie fixe de l'échange gazeux respiratoire, il est presque aussi précis de mesurer le taux de consommation en oxygène par les animaux (Brown *et al.*, 2004). Le taux de consommation en oxygène mesuré par respirométrie est un bon indicateur du taux d'activité métabolique aérobie (Hervant *et al.*, 1997).

Le taux métabolique mesuré en laboratoire est le taux métabolique de base ou standard, le taux minimal d'un organisme inactif (Brown *et al.*, 2004). Les taux de base sont invariablement inférieurs aux taux métaboliques réels où sur le terrain, les organismes doivent dépenser de l'énergie supplémentaire dans la recherche de nourriture, l'évitement des prédateurs, la régulation physiologique et d'autres processus de maintenance mais également pour les processus de croissance et de reproduction (Brown *et al.*, 2004). Pour la plupart des organismes, la dépense énergétique de l'activité

biologique quotidienne moyenne sur le long terme est généralement le double, voire le triple, du taux métabolique de base mesuré (Brown *et al.*, 2004).

1.3 Le turnover isotopique

Le turnover isotopique (ou vitesse de renouvellement isotopique) définit le taux d'incorporation isotopique à l'échelle d'un tissu (Vander Zanden *et al.*, 2015). C'est une mesure du renouvellement élémentaire (i.e. C, N ou S dans cette étude) d'un tissu. C'est également une forme de mesure du métabolisme.

Lors d'un changement de nourriture par introduction d'une source de nourriture présentant des ratios isotopiques différents en carbone, azote ou soufre, un changement progressif de la composition isotopique est attendu chez le consommateur (McCutchan Jr *et al.*, 2003) avec un comportement asymptotique du $\Delta_{\text{Consommateur-Nourriture}}$ jusqu'à atteindre une nouvelle valeur d'équilibre (Vanderklift & Ponsard, 2003). Le turnover isotopique d'un organisme intègre l'échelle de temps nécessaire à l'incorporation des isotopes d'un élément chimique dans ses tissus qui connaît deux phases de vie que sont d'une part sa croissance et l'accumulation d'une nouvelle biomasse et, d'autre part, le remplacement catabolique (Barnes & Jennings, 2007 ; Vander Zanden *et al.*, 2015). Dans certains tissus présentant des taux de turnover extrêmement lents, les modifications des facteurs d'enrichissement trophique peuvent continuer d'être influencées par la composition isotopique de l'aliment initial même après que le consommateur ait été maintenu longtemps avec le nouvel aliment (McCutchan Jr *et al.*, 2003). Le temps de demi-vie est le laps de temps nécessaire pour atteindre une nouvelle valeur du ratio isotopique qui soit à mi-chemin entre le ratio isotopique à l'équilibre dans l'ancien régime alimentaire et celui attendu avec le nouvel aliment (Masclaux & Richoux, 2017)

Dans ce travail, et pour des raisons spécifiques mises en avant ci-après, l'amphipode *Gammarus aequicauda* est utilisé comme espèce modèle.

1.4 *Gammarus aequicauda* : Généralité et Ecologie

Gammarus aequicauda (Martynov, 1931) est un arthropode crustacé appartenant à la classe des malacostracés (Väinölä *et al.*, 2008), eumalacostracé de l'ordre des Amphipoda (*World Amphipoda Database - Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931), s. d.).

Parmi les crustacés, les amphipodes constituent un important groupe d'animaux qui occupent des habitats diversifiés tant pélagiques que benthiques dans les milieux marins, estuariens (Prato & Biandolino, 2005) ou d'eau douce (Whiteley *et al.*, 2011). Cette capacité à occuper des habitats aussi diversifiés n'est possible que grâce à la capacité de ces animaux ectothermes à mettre en place des mécanismes d'adaptation, qu'ils soient de nature physiologique ou biochimique (Whiteley *et al.*, 2011).

L'amphipode type est un crustacé de petite taille avec un corps de forme plus ou moins incurvée en forme de crochet, comprimé latéralement et entièrement segmenté (Bellan-Santini, 1999 ; Väinölä *et al.*, 2008). Il est composé d'une tête suivie d'un péréion (thorax) puis d'un pléosome et enfin d'un urosome (Figure 1). Ensemble, ces deux dernières parties constituent le pléon (Barnard & Karaman, 1991 ; Bellan-Santini, 1999).

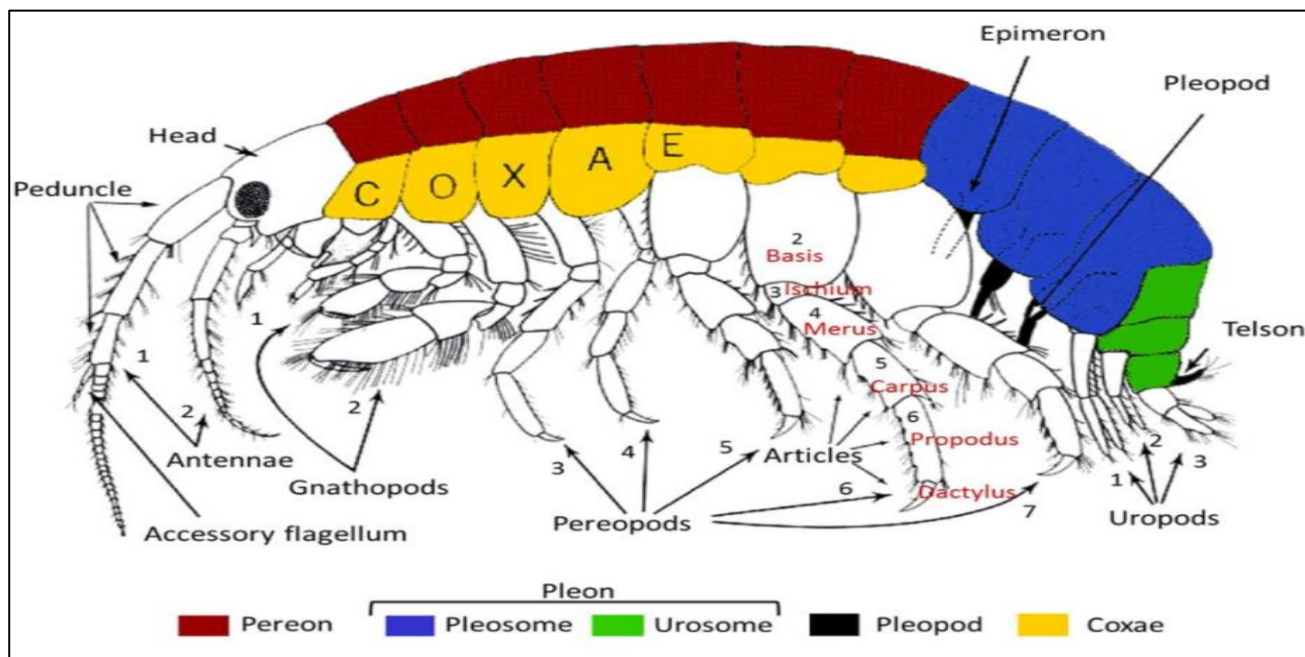


Figure 1 : Caractéristiques morphologiques générales d'un amphipode (Sturaro, 2012 selon Barnard & Karaman, 1991)

Chez *G. aequicauda*, la taille maximale des individus adultes est comprise entre 15,2 et 23,6 mm, celle des femelles est comprise entre 10,6 et 19,8 mm (Ipek & Özbek, 2022 ; Kevrekidis *et al.*, 2009). Au cours de sa vie, la croissance des gammars est continue (Kevrekidis *et al.*, 2009). Selon la température du milieu environnant, le taux de croissance quotidien maximal oscille entre 0,15 et 0,16 mm par jour (Kevrekidis *et al.*, 2009) avec des variations selon le sexes et les stades physiologiques (Greze, 1977). Pour être considérée mature sexuellement, la femelle doit atteindre une taille minimale de 0,7 mm de longueur céphalique soit 6,1 mm de longueur corporelle (Kevrekidis *et al.*, 2009). Une corrélation existe entre la taille de la portée et le développement corporel de la femelle.

Gammarus aequicauda est une espèce côtière commune en Méditerranée et en Mer Noire (Delgado *et al.*, 2011 ; Kevrekidis *et al.*, 2009 ; Prato & Biandolino, 2009). Les amphipodes sont des espèces largement distribuées, tant dans les environnements marins côtiers et lagunaires que dans les eaux saumâtres des estuaires subissant des apports d'eau douce (Kevrekidis *et al.*, 2009 ; Macneil *et al.*, 1999 ; Prato & Biandolino, 2009).

Gammarus aequicauda est une espèce épibenthique vivant à faible profondeur, abondante sous les pierres ou parmi les macroalgues de la zone intertidale et identifiée jusqu'à une profondeur de 20 m. (Prato & Biandolino, 2005). Elle est retrouvée en proportion variable dans tous les milieux côtiers

et, en particulier, dans les herbiers de posidonies, les biocénoses algales et dans les accumulations de macrophytodétritus divers (Bellan-Santini & Ruffo, 2003 ; Remy, 2016 ; Sturaro, 2012).

Gammarus aequicauda appartient au groupe fonctionnel des déchetteurs qui exercent un rôle clé dans la fragmentation et la décomposition de la biomasse macrophytique (Kevrekidis *et al.*, 2009). Dans les accumulations de feuilles de posidonies mortes, le régime alimentaire identifié est majoritairement détritivore où la litière représente entre 66 % (en août) et 83 % (en novembre) du carbone assimilé (Remy *et al.*, 2021). D'autres populations d'amphipodes sont considérées comme nettement plus carnivores (Macneil *et al.*, 1997). Cette espèce s'alimente de détritus sédimentaires, de matière organique ou en grattant la surface des particules minérales (Prato & Biandolino, 2005) mais on peut la considérer comme relativement flexible en matière de régime alimentaire tout en étant particulièrement bien adaptée aux environnements à macrophytodétritus.

Espèce euryhaline (Delgado *et al.*, 2011), *G. aequicauda* est tolérant à une large gamme de salinité avec une salinité préférentielle située entre 15 et 36 ‰. Eurytherme, cet amphipode est capable de s'acclimater à une gamme étendue de températures avec une préférence pour celles situées entre 18 et 20 °C (Prato & Biandolino, 2003, 2005, 2009).

1.5 Objectifs

La température est un facteur abiotique clé exerçant une influence reconnue sur la physiologie et le métabolisme des organismes. Au vu des résultats expérimentaux divergents obtenus dans différentes études expérimentales évaluant l'impact de la température sur les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ et $\delta^{34}\text{S}$ dans différentes espèces d'arthropodes, l'objectif expérimental général fixé est de quantifier la variabilité isotopique sur *Gammarus aequicauda* en fonction de la température d'élevage.

L'originalité de l'expérimentation mise en place dans le cadre de ce mémoire est de suivre, en aquarium de 400L et sur une période de 6 mois, l'influence d'un cycle de température complet (12-26°C), observable en Méditerranée, sur *G. aequicauda* dans un cadre d'élevage où les facteurs environnementaux de lumière et de température sont contrôlés tout en laissant cet organisme libre de se mouvoir, d'interagir avec ses congénères, de se nourrir librement des sources de nourriture disponibles dans l'aquarium et de développer l'entièreté de son cycle de vie.

Spécifiquement, le premier objectif de ce mémoire est de mesurer la composition isotopique et élémentaire en C, N et S dans les gammars et leurs sources de nourriture potentielles au cours du temps selon les paliers de température suivants : 20 – 15 – 12 – 15 – 20 - 25°C. Le second objectif spécifique est de mettre ces compositions isotopiques en relation avec le taux de respiration et le taux de renouvellement du C, N et S. Enfin, les facteurs d'enrichissement trophique entre les sources potentielles de nourriture et la composition isotopique des gammars seront calculés.

2 Matériel et méthodes

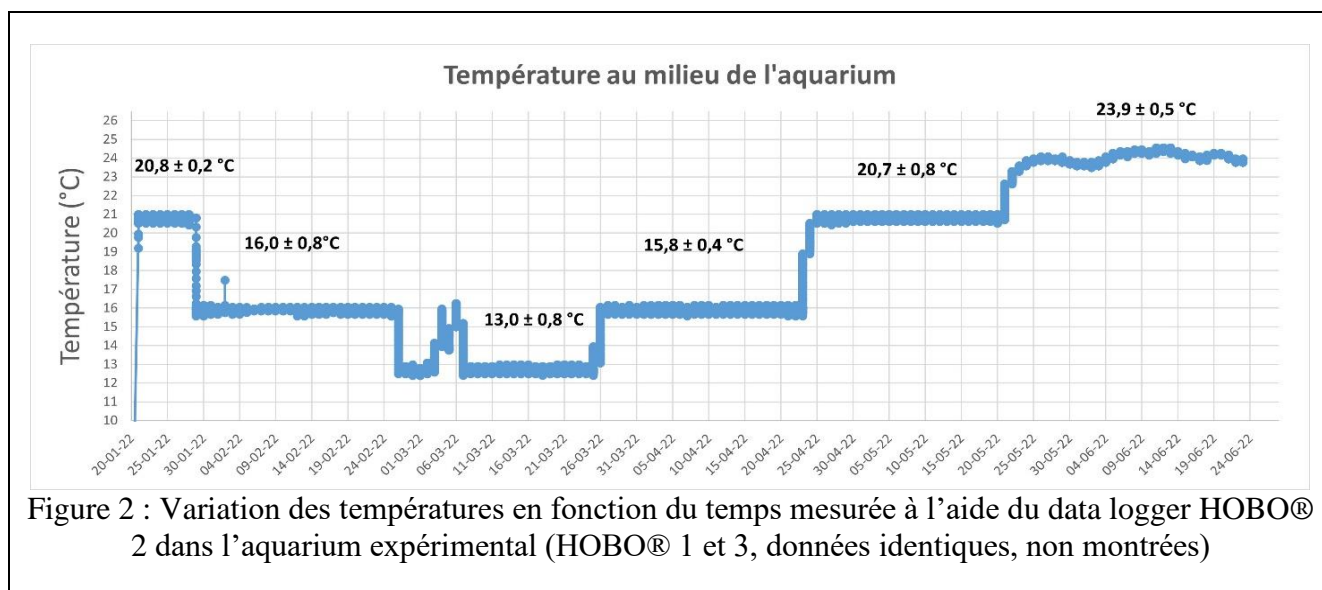
2.1 Matériel biologique

En novembre 2013, des accumulations de macrophytodétritus exportés ont été prélevées entre 7 et 10 m de profondeur en baie de Calvi (Corse - Mer Méditerranée). Cette matière végétale morte et sa faune résidente ont été transférées à l'Université de Liège dans un aquarium de 400L d'eau de mer qui constitue l'aquarium expérimental de cette étude. Depuis cette date, une population de *Gammarus aequicauda* s'y pérennise grâce à des apports périodiques de macrophytodétritus.

2.2 Protocole expérimental

Les températures choisies pour cette expérimentation font partie de la gamme des températures physiologiques éprouvées par ces arthropodes dans leur milieu naturel (*Gitan.ulg.ac.be/bdRACE_watertemp_OPT01*, s. d.). Les extremas hivernaux (février – mars) identifiés varient entre 11,9 et 13,1°C tandis que les estivaux (juillet-août) affichent entre 25,5 et 27,8°C.

La température de l'eau du milieu expérimental est régulée par un climatiseur externe associé à une pompe circulante placée dans l'aquarium expérimental. Chacun des paliers de température (12, 15, 20 et 25°C) est imposé pour une durée continue de quatre semaines. Trois enregistreurs de données (HOBO Pendant - Temperature/Light Data Logger) sont placés dans l'aquarium (Figure 2). Les enregistrements de température ont débuté le 20 janvier 2022 à la température de 20°C et les paliers suivants ont été imposés selon le calendrier suivant : 15°C le 28 janvier 2022, 12°C le 25 février 2022, 15°C le 25 mars 2022, 20°C le 22 avril 2022 et 25°C le 20 mai 2022. Le protocole complet se termine le 24 juin 2022.



Un apport unique de macrophytodétritus a été ajouté le 21 décembre 2021 dans l'aquarium. Cette source de nourriture a été prélevée en plongée sous-marine en baie de Calvi dans les eaux jouxtant la station océanographie STARESO en novembre 2021.

Durant chacune des 4 semaines que comporte chaque palier de température, les captures animales réalisées se composent de quinze individus (5 mâles, 5 femelles et 5 juvéniles de moins de 5 mm de long) les jours 3, 6, 13 et 20 tandis que celles du 27^{ième} jour comportent 12 individus adultes et 5 individus juvéniles. Des mesures isotopiques C, N et S sont réalisées sur chaque individu (voir ci-dessous). Les mesures de respirométrie sont effectuées le 28^{ième} jour sur les individus adultes (n = 12).

Le sexage des adultes est réalisé sur la base de leurs caractéristiques morphologiques sous loupe binoculaire (Microscope Binoculaire Zeiss Stemi 2000 C, grossissement de 6.5 x à 50 x). Les individus mâles sont identifiés sur la base de leurs deux premières paires de péréiopodes élargies (gnathopodes) avec lesquelles ils saisissent la femelle durant l'amplexus. Les femelles sont identifiées par l'absence de modification des deux premières paires de péréiopodes et, lorsque cela est possible, par l'identification d'œufs ou de juvéniles dans la poche marsupiale ventrale. L'identification de caractères sexuels secondaires n'étant possible que chez des individus âgés de plus de 35 jours (Delgado *et al.*, 2011), la sélection des spécimens adultes a été effectuée en ciblant préférentiellement les individus les plus grands parmi ceux qui ont été capturés. Les juvéniles sont sélectionnés sur la base de leur taille qui doit être inférieure à 0,5 mm visuellement.

Placé sur une lame micrométrique, une photographie de chaque individu est effectuée (Figure 3). Les individus capturés aux jours 3, 6, 13 et 20 sont immédiatement conditionnés individuellement (adultes) ou collectivement (juvéniles) dans un flacon en verre de 4 ml et placés en étuve à 52°C. Les spécimens adultes capturés le 27^{ième} jour sont d'abord destinés aux mesures de respirométrie et doivent subir une diète de 24 h avant de réaliser ces mesures.

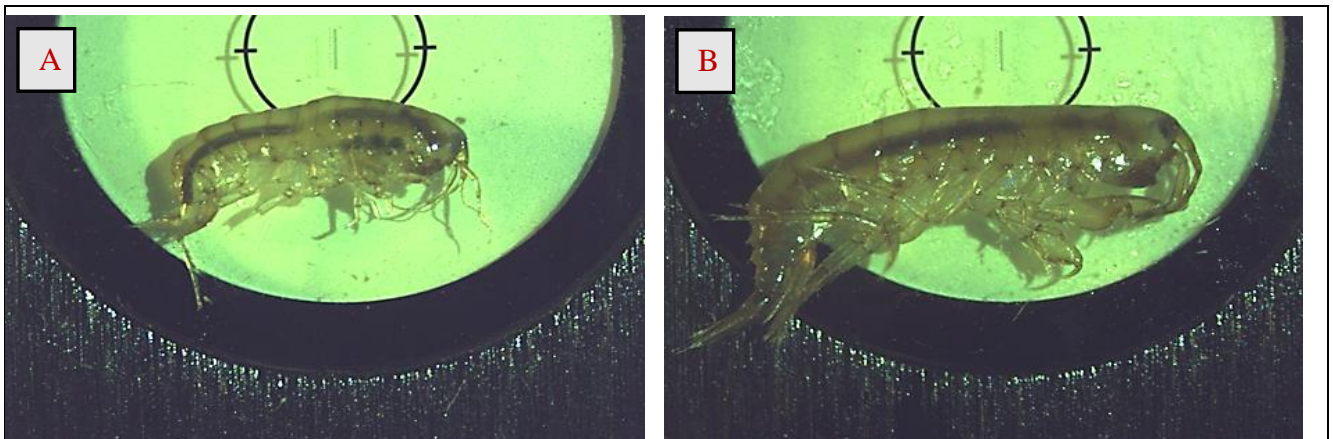


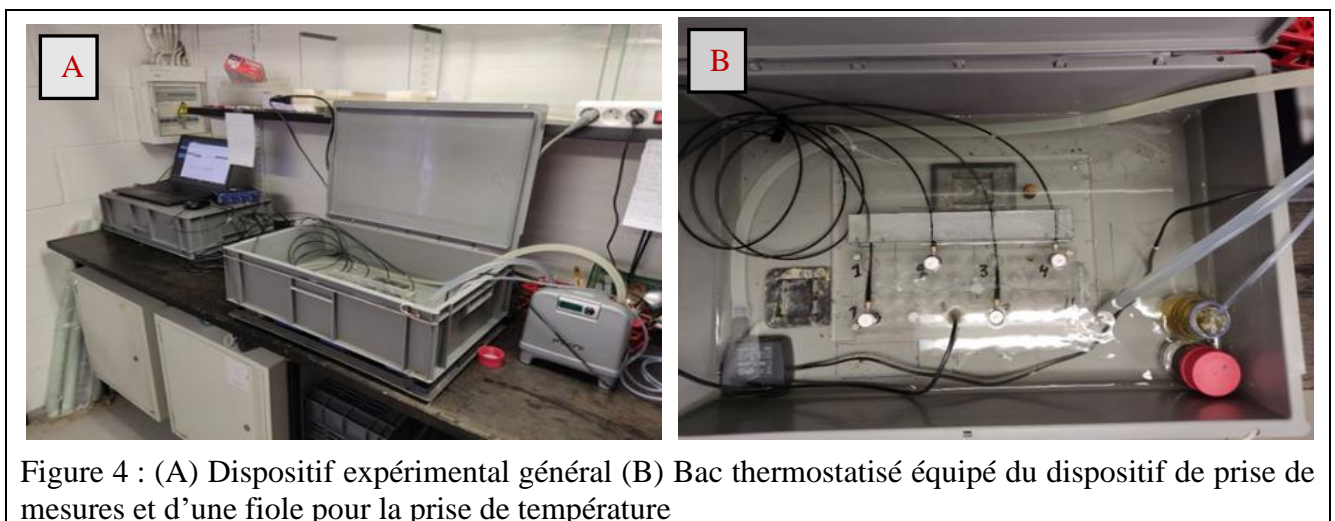
Figure 3 : (A) *Gammarus aequicauda* Femelle (B) *Gammarus aequicauda* Mâle

Le 28^{ième} jour de chaque palier de température, des prélèvements sont effectués au sein de l'aquarium d'élevage sur les sources de nourriture potentiellement ingérées par *G. aequicauda* ; à savoir cinq morceaux de feuilles de litière de *Posidonia oceanica* choisis aléatoirement parmi le dépôt de macrophytodétritus présent, cinq raclages du biofilm se développant sur les vitres et les parois de l'aquarium et cinq prélèvements du sédiment présent sous la litière de posidonies.

2.3 Respirométrie

Les mesures de respirométrie sont réalisées sur les derniers gammars adultes prélevés avant chaque changement de température. Le principe de la technique de respirométrie utilisée dans cette expérimentation consiste à suivre au cours du temps la concentration en oxygène dissous présent dans l'eau de la chambre de respirométrie. Ces mesures sont réalisées par oxymétrie optique en système fermé.

Le dispositif expérimental utilisé se compose d'un oxymètre multicanaux (OXY-4 SMA trace G3, Presens) (Figure 4-A) et de 4 chambres de respiration (Figure 4-B) munies d'un capteur d'oxygène autocollant (Self-adhesive Oxygen Sensor Spot SP-PSt3-SA, PreSens). Une fibre optique polymère (FOP, PreSens) permet l'excitation lumineuse du capteur d'oxygène présent sur chaque fiole et assure le transfert de la réponse vers l'oxymètre. Pour la précision de la mesure de l'oxygène dissous, une sonde de température (Pt100 Temperature Sensor, PreSens) est immergée dans une fiole d'un volume d'eau équivalent aux chambres de respirométrie et raccordée également à l'oxymètre multicanaux. Par connexion USB, l'oxygéno-mètre transfère l'ensemble des prises de mesures à un logiciel d'intégration des données (PreSens Measurement Studio 2) dans lequel, parmi d'autres fonctionnalités, une compensation des mesures est effectuée sur la base des valeurs de pression atmosphérique et de salinité implémentées manuellement. Une option graphique permet le suivi des données acquises en temps réel (voir Annexes, 7.2.1.). Chaque chambre de respirométrie est un système fermé constitué d'un flacon de 4 ml et d'un capuchon à visser pour assurer l'étanchéité durant les phases de mesures. Afin de bien homogénéiser le liquide contenu dans chaque chambre, sous une grille destinée à protéger le gammare, un barreau magnétique est placé au fond de chaque flacon et est mis en mouvement par un agitateur magnétique de laboratoire (Ika – Topolino) placé sous le bac.



La stabilité thermique devant être maîtrisée au cours des mesures, le dispositif destiné à contenir les échantillons est immergé dans un bac d'eau douce thermostaté par un climatiseur externe réglé à la même température que le palier expérimental en cours (Figure 4-B).

Il est nécessaire de préciser à ce stade que lors du deuxième palier à 15°C (15°C-B), des problèmes de stabilité de la température ont été constatés au cours des prises de mesure de respirométrie. Le dispositif initial a été modifié et un second bac d'eau thermostatisée par un chauffage d'aquarium immergeable a été placé entre le premier bac destiné aux échantillons et le climatiseur externe. Cet aménagement avait pour fonction de soulager le travail du climatiseur.

Afin de limiter l'influence de la digestion sur les mesures, les individus ont été maintenus à la diète durant 24h en les plaçant individuellement dans des fioles plastiques dont le capuchon est percé d'un trou obturé par un filet avec une maille de 500 µm. Maintenues tête en bas, ces fioles sont insérées dans un portoir lui-même replacé dans l'aquarium d'élevage ce qui permet d'éliminer les pelotes fécales.

Lors des phases de mesures, trois des quatre chambres sont utilisées pour effectuer les mesures sur les gammars et la dernière est gardée sans individu pour mesurer un blanc. Les chambres de respiration sont remplies au moyen d'eau de mer filtrée (Whatman 1825-047 GF/F Glass Microfiber Filters, 0.7 µm) en provenance de l'aquarium d'élevage et maintenue à la température expérimentale. Un cycle de mesures a une durée de 45 minutes et chaque gammare subit deux cycles de mesures successifs. Au terme de la seconde phase de mesures, les fioles sont complètement vidées, les gammaridés placés individuellement dans des bacs d'eau douce puis séchés et placés dans les fioles en verre destinées à être placées dans l'étuve avec l'ensemble des autres prélèvements.

Lors de chaque prise de mesure, la concentration en oxygène consommé dans une fiole est calculée par la formule suivante (2) :

$$[O_2] \text{ consommé} = P_{\text{partielle}} \cdot \left(\frac{[O_2] \text{ mesurée} \cdot \text{Volume eau}}{100} \right) \cdot 0,2095 \cdot \alpha \cdot 10^6 \cdot \frac{1}{22,414} \quad (2)$$

où [O₂] consommé s'exprime en µmol.h⁻¹, la [O₂] mesurée durant l'expérimentation s'exprime en %. a.s. l⁻¹ et le volume en eau de la chambre de respiration en ml (4,5 ml). Les constantes de calibration des fibres optiques (FOP, PreSens) et des capteurs d'oxygène (Self-adhesive Oxygen Sensor Spot SP-PSt3-SA, PreSens) sont préalablement implémentées dans le logiciel PreSens. Lors du calcul de chaque valeur de concentration en oxygène consommé, la P_{partielle} (exprimée en hPa) et le coefficient de salinité α sont corrigés par la prise de mesure de la température (exprimée en °C) réalisée par la sonde immergée dans la cinquième fiole.

L'évolution de la concentration en oxygène consommé au cours du temps est appréhendée par le calcul de la pente (M) d'une droite établie entre deux mesures choisies. Le premier point correspond à la quinzième minute d'enregistrement et le second point est choisi 30 minutes plus tard. Le taux de respiration de chaque gammare est ensuite calculé selon la formule suivante (3) en soustrayant de la pente de respiration, calculée à partir des mesures de consommation en oxygène des gammars, la

penne obtenue sur base des mesures de la première fiole sans individu (Blanc) et en divisant par le poids sec de l'individu expérimenté.

$$M[O_2]_{\text{consommé}} = \frac{(M \text{ Respiration Gammare} - M \text{ Respiration Blanc})}{\text{Poids sec Gammare}} \quad (3)$$

où $M[O_2]_{\text{consommé}}$ est le taux de consommation en oxygène réalisé par le gammare, il s'exprime en $\mu\text{mol}\cdot\text{h}^{-1}\cdot\text{g}_{\text{MS}}^{-1}$.

2.4 Préparation des échantillons et analyses isotopiques

La masse sèche de chaque amphipode adulte est mesurée au moyen d'une balance de précision au millième de milligramme (Mettler Toledo XS3DU).

Le tube digestif de la plupart des amphipodes contient encore des matières ingérées, à l'exception des individus soumis à une diète de 24h. La présence de ces dernières peut interférer avec le résultat analytique. Pour éliminer ce biais, sous loupe binoculaire (Microscope Binoculaire Zeiss Stemi 2000 C avec un grossissement de 6.5 x à 50 x) (Figure 3), une dissection fine de chaque amphipode est entreprise à l'aide d'une micro-pince et de micro-ciseaux pour identifier l'intestin rempli, de couleur brune, et l'enlever.

Un second biais analytique peut être induit par la présence de carbonates au niveau de la carapace des gammares. Ces carbonates n'étant pas d'origine alimentaire, il convient de les éliminer avant de réaliser les analyses isotopiques du carbone. La technique utilisée est une acidification douce qui consiste à soumettre les échantillons au contact des vapeurs d'acide chlorhydrique (Acide chlorhydrique 37%, AnalaR® NORMAPUR® Reag. Ph. Eur. pour analyses, VWR Chemicals) durant 24 h au sein d'une enceinte rendue étanche. Passé ce délai, les fioles sont retirées et remplacées à sécher dans l'étuve (52°C) pour une durée minimale de 48 h. Les sédiments et les fragments de posidonies ont également subi la même procédure d'acidification.

Les échantillons de sources de nourriture potentielles sont broyés avec un mortier et un pilon en céramique. Afin de procéder à la concentration de la matière organique présente dans les sédiments du fond d'aquarium, ceux-ci sont d'abord remis en solution dans des tubes à centrifuger (Falcon® 45ml, VWR) avec de l'eau déminéralisée pendant 1h avec agitation tous les quarts d'heure. La partie aqueuse et les matières organiques superposées sur la matière minérale sont reprises dans le flacon de verre et remises dans l'étuve à 52°C durant une semaine. Une fois la partie aqueuse évaporée, le résidu est broyé avec un mortier et un pilon.

La mesure des ratios isotopiques en carbone, azote et soufre ($\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$, en ‰) est réalisée grâce à un spectromètre de masse (IR-MS, Isoprime PrecisION, Elementar, UK) couplé à un analyseur élémentaire (VarioMicroCube, Elementar, Germany). Chaque échantillon soumis à l'analyse isotopique doit être placé dans une cupule en étain (Elementar, 4x4x11mm). Lorsque la

masse de l'échantillon ne permet pas d'être analysée dans son entièreté, une mise en poudre préalable est nécessaire au moyen d'un pilon et d'un mortier. Dans le cas des gammars, la mise en poudre se fait avec un pilon en téflon au sein même du flaconnage pour en limiter les pertes. Au sein de chaque cupule, de la poudre d'oxyde de tungstène (WO, Elementar) est insérée afin d'améliorer la combustion dans l'analyseur élémentaire.

Afin de contrôler régulièrement le calibrage de l'outil analytique, un réplica interne (seabass, *Dicentrarchus labrax*), un standard interne (acide sulfanilique), des substances de référence certifiées par l'International Atomic Energy Agency (IAEA, Vienna, Austria) ainsi que des blancs (cupules ne contenant que de l'oxyde de tungstène) sont insérés de manière périodique dans la séquence des échantillons expérimentaux. Les substances de référence certifiées sont du sucrose (IAEA C6, $\delta^{13}\text{C} = -10,8 \pm 0,5 \text{ ‰}$) pour le carbone, de l'ammonium sulfate (IAEA N2, $\delta^{15}\text{N} = +20,4 \pm 0,1 \text{ ‰}$) pour l'azote et du sulfure d'argent (IAEA S2, $\delta^{34}\text{S} = +22,6 \pm 0,1 \text{ ‰}$, IAEA S1, $\delta^{34}\text{S} = -0,3 \text{ ‰}$) pour le soufre. Les ratios isotopiques de ces substances certifiées sont exprimés selon la notation relative δ (Coplen, 2011) et sont calibrés vis-à-vis de substances de référence isotopiques internationales (Vienna Pee Dee Belemnite pour le carbone, air atmosphérique pour l'azote, Cañyon Diablo Troilite pour le soufre). Des mesures de compositions isotopiques effectuées sur les réplicas, les écarts types mesurés étaient de 0,1 ‰ pour le $\delta^{13}\text{C}$, 0,1 ‰ pour le $\delta^{15}\text{N}$ et 1,5 ‰ pour le $\delta^{34}\text{S}$.

La composition élémentaire en carbone et en azote est établie en pourcent de la matière sèche de l'échantillon analysé. Au cours l'analyse des compositions élémentaires, l'écart type mesuré sur le réplica était de 1,3 % pour le carbone, de 0,5 % pour l'azote et 0,3 % pour le soufre.

2.5 Calcul du taux de turnover isotopique et du facteur d'enrichissement trophique

Le taux de turnover isotopique (c) est calculé en utilisant la courbe de décroissance exponentielle en une seule phase définie comme suit :

$$\delta X_{(t)} = \delta X_{(f)} + (\delta X_0 - \delta X_{(f)}) e^{-ct} \quad (4)$$

où $\delta X_{(t)}$ (exprimé en ‰) représente la valeur de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ de l'amphipode à l'instant t , $\delta X_{(f)}$ (exprimé en ‰) représente la valeur finale de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ de l'amphipode à l'équilibre isotopique (valeur approchée de manière asymptotique), δX_0 (exprimé en ‰) représente la valeur de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ de l'amphipode à l'instant t_0 , c (exprimé jour^{-1}) représente le taux de turnover isotopique calculé pour le carbone, l'azote et le soufre et t représente le temps (exprimé en jours) depuis le changement alimentaire.

La demi-vie (HL - Half-Life) représente le temps nécessaire (exprimé en jours) pour que la composition en isotope stable du C, de l'N ou du S de l'amphipode atteigne une valeur médiane entre la composition isotopique en C, N ou S à l'équilibre avant le changement alimentaire et la valeur

isotopique de l'amphipode à l'équilibre calculé avec le nouveau régime alimentaire (Bosley *et al.*, 2002). La demi-vie se calcule par la formule suivante :

$$HL = \ln 0.5 / c \quad (5)$$

où c représente le taux de turnover isotopique (exprimé en jour^{-1}) calculé pour le carbone, l'azote et le soufre.

Le facteur d'enrichissement trophique ou TEF (exprimé en ‰), ou facteur de discrimination trophique, se calcule de la manière suivante :

$$\Delta X = \delta X_c - \delta X_{fs} \quad (6)$$

où δX_c (exprimé en ‰) représente la valeur de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ de l'amphipode à l'équilibre et δX_{fs} (exprimé en ‰) représente la valeur de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ de la source de nourriture à l'équilibre. Le facteur d'enrichissement trophique ΔX (exprimé en ‰), ou facteur de discrimination trophique, représente le résultat du fractionnement global entre la composition isotopique de la source de nourriture en $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$ à l'équilibre et la composition isotopique de l'amphipode à l'équilibre pour $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ ou $\delta^{34}\text{S}$.

2.6 Analyses statistiques

Les tests statistiques ont été réalisés avec le logiciel SigmaPlot (SigmaPlot for Windows 12.0, 2011).

La normalité et l'homoscédasticité des données ont été vérifiées par un test de Shapiro-Wilk et par un Test de Variances Egales respectivement ($p_value < 0.05$). Ces conditions n'étant pas respectées, pour chacun des sexes et les juvéniles, un test Kruskal-Wallis est choisi pour identifier les différences statistiques significatives qui peuvent exister entre les temps finaux de chaque palier de température (test 1) et, au sein d'un traitement de température, entre groupes de prélèvements hebdomadaires (test 2). Lorsqu'une différence significative entre groupes de données est identifiée, une procédure de comparaison multiple pairée est réalisée entre ceux-ci (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

3 Résultats

Les compositions isotopiques et élémentaires ont été mesurées sur 379 échantillons dont 129 femelles, 131 mâles et 27 lots de juvéniles de *Gammarus aequicauda*, 31 fragments de litière de *Posidonia oceanica*, 31 prélèvements de biofilm présent sur les vitres de l'aquarium d'élevage et 30 prélèvements de sédiments du fond d'aquarium. Les résultats bruts de ces analyses et les valeurs du rapport C/N figurent en annexe de ce manuscrit (7. Annexes).

3.1 Analyses isotopiques

3.1.1 Composition isotopique du carbone

- **Posidonies**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées dans les échantillons de posidonies varient entre -16,4 et -10,1 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $-11,4 \pm 1,0$ ‰ à 20°C-A, $-12,8 \pm 1,7$ ‰ à 15°C-A, $-14,2 \pm 0,5$ ‰ à 12°C, $-13,3 \pm 1,3$ ‰ à 15°C-B, $-12,9 \pm 1,3$ ‰ à 20°C-B et $-13,5 \pm 1,8$ ‰ à 25°C (Figure 5) et ne diffèrent pas significativement entre elles (Kruskal-Wallis : p_value = 0.056).

- **Sédiments**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées dans les sédiments varient entre -16,2 et -9,8 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $-14,2 \pm 0,9$ ‰ à 20°C-A, $-14,4 \pm 0,4$ ‰ à 15°C-A, $-15,0 \pm 0,9$ ‰ à 12°C, $-13,6 \pm 0,2$ ‰ à 15°C-B, $-12,1 \pm 1,7$ ‰ à 20°C-B et $-12,4 \pm 1,1$ ‰ à 25°C (Figure 5). Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ (p_value = 0.003) mais uniquement entre les sédiments prélevés lors du troisième palier (12°C) et ceux du cinquième (20°C-B) (Dunn's posthoc test : p_value < 0.05).

- **Biofilm**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées dans les échantillons de biofilm varient entre -38,0 et -25,0 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $-30,6 \pm 4,4$ ‰ à 20°C-A, $-28,8 \pm 1,6$ ‰ à 15°C (A), $-30,4 \pm 2,5$ ‰ à 12°C, $-29,4 \pm 1,4$ ‰ à 15°C-B, $-28,7 \pm 2,4$ ‰ à 20°C-B et $-26,4 \pm 1,0$ ‰ à 25°C (Figure 5). Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées aux temps finaux des différents paliers de température (p_value = 0.038) mais uniquement entre les prélèvements au cours du troisième palier (12°C) et celui du sixième (25°C). (Dunn's Method : p_value < 0.05).

- **Femelles**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées chez les amphipodes femelles varient entre -28,3 et -11,3 ‰. Les moyennes aux temps finaux sont respectivement de $-19,9 \pm 4,6$ ‰ à 20°C-A, $-17,1 \pm 1,3$ ‰ à 15°C-A, $-21,3 \pm 1,8$ ‰ à 12°C, $-23,9 \pm 1,9$ ‰ à 15°C-B, $-23,1 \pm 1,7$ ‰ à 20°C-B et $-22,4 \pm 1,4$ ‰ à 25°C (Figure 5-A). Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ tendent vers des valeurs plus négatives en fonction du temps. Le test

de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées aux temps finaux des différents paliers de température ($p_value = 0.04$), en particulier entre le premier palier à 15 °C (15°C-A) et le second à la même température (15°C-B) et entre ce même premier palier à 15°C (15°C-A) et le second à 20°C (20°C-B) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

Au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative uniquement pour le palier à 12°C ($p_value = 0.045$) et ce, uniquement entre le troisième prélèvement (J13) et le prélèvement final (J27) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

Au sein des autres paliers de température, aucune différence statistique significative n'a été observée entre les différentes phases de prélèvements hebdomadaires.

- **Mâles**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées chez les amphipodes mâles varient entre -25,8 et -12,0 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $-13,4 \pm 0,4$ ‰ à 20°C-A, $-16,4 \pm 1,9$ ‰ à 15°C-A, $-16,9 \pm 1,6$ ‰ à 12°C, $-19,3 \pm 3,3$ ‰ à 15°C-B, $-21,1 \pm 2,9$ ‰ à 20°C-B, et $-22,3 \pm 1,5$ ‰ à 25°C (Figure 5-B). Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ tendent vers des valeurs plus négatives en fonction du temps. Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées aux temps finaux ($p_value < 0.001$), et en particulier, entre le premier palier (20°C-A) et le dernier (25°C) ainsi qu'entre ce même palier de départ (20°C-A) et le second à 20°C (20°C-B) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

Au sein des paliers de température, aucune différence statistique significative n'a été observée entre les différentes phases de prélèvements hebdomadaires.

- **Comparaison femelles – mâles**

Le $\delta^{13}\text{C}$ chez les femelles et les mâles aux différents paliers de température indique une différence statistique significative entre les paliers à 12°C et à 15°C-B (Mann-Whitney, $p_value < 0.05$).

- **Juveniles**

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées chez les amphipodes juvéniles varient entre -28,9 et -14,5 ‰. Les valeurs des temps finaux sont respectivement de $-17,0 \pm 1,4$ ‰ à 15°C-A, $-16,5 \pm 2,2$ ‰ à 12°C, $-19,1 \pm 2,1$ ‰ à 15°C-B, $-25,1 \pm 1,5$ ‰ à 20°C-B et $-25,5 \pm 2,1$ ‰ à 25°C (Figure 5-C). Au palier initial à 20°C (A), un seul prélèvement est réalisé avec une valeur de -16,4 ‰. Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ tendent vers des valeurs plus négatives en fonction du temps.

Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs finales de $\delta^{13}\text{C}$ ($p_value < 0.001$), en particulier entre le premier palier (15°C-A) et le dernier (25°C) et entre le second palier (12°C) et le quatrième (20°C-B) et le cinquième (25°C) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

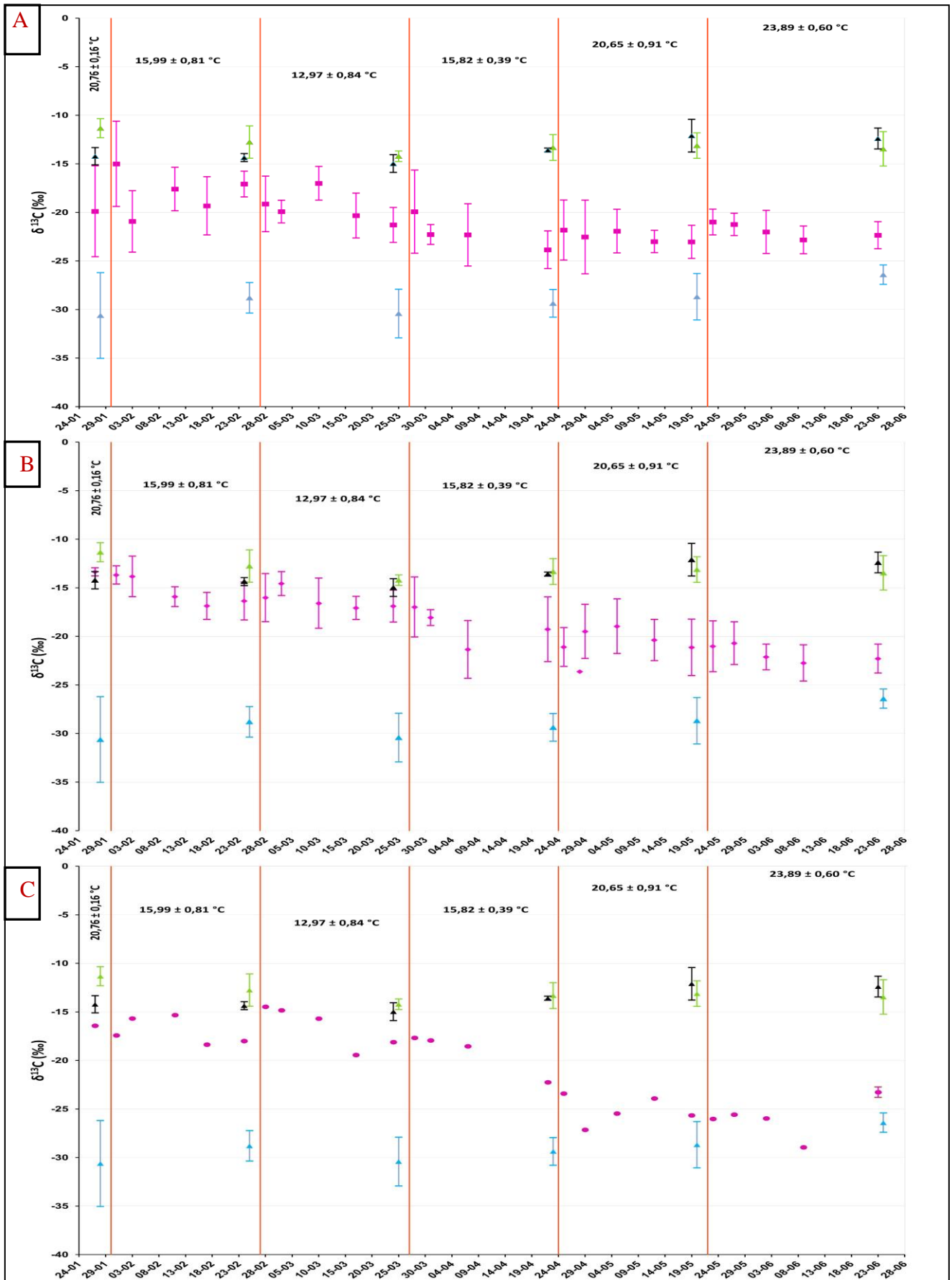


Figure 5 : Evolution du $\delta^{13}\text{C}$ - moyenne \pm écart type - au cours du temps chez *Gammarus aequicauda* : (A) les femelles ■, (B) les mâles ◆, (C) les juvéniles ●. Les sources alimentaires potentielles : les fragments de litières de *P. oceanica* ▲, les échantillons de sédiments ▲, le biofilm des vitres de l'aquarium ▲.

3.1.2 Composition isotopique de l'azote

- **Posidonies**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées dans les échantillons de posidonies varient entre 1,6 et 4,1 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $3,0 \pm 0,4$ ‰ à 20°C-A, $2,5 \pm 0,7$ ‰ à 15°C-A, $2,1 \pm 0,4$ ‰ à 12°C, $2,1 \pm 0,3$ ‰ à 15°C-B, $2,8 \pm 0,4$ ‰ à 20°C-B et $3,3 \pm 0,8$ ‰ à 25°C (Figure 6). Le test de Kruskal-Wallis n'a permis d'identifier aucune différence statistique significative pour ces échantillons ($p_value = 0.013$).

- **Sédiments**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées dans les échantillons de sédiments varient entre 0,3 et 3,1 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $2,3 \pm 0,7$ ‰ à 20°C-A, $2,7 \pm 0,4$ ‰ à 15°C-A, $2,2 \pm 0,6$ ‰ à 12°C, $2,3 \pm 0,4$ ‰ à 15°C-B, $2,4 \pm 0,5$ ‰ à 20°C-B, et $1,9 \pm 0,9$ ‰ à 25°C (Figure 6). Le test de Kruskal-Wallis n'a permis d'identifier aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ ($p_value = 0.408$).

- **Biofilm**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées dans les échantillons de biofilm présent sur les vitres varient entre 2,9 et 9,0 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $5,0 \pm 0,5$ ‰ à 20°C-A, $5,1 \pm 0,2$ ‰ à 15°C-A, $5,7 \pm 1,1$ ‰ à 12°C, $5,8 \pm 0,7$ ‰ à 15°C-B, $7,3 \pm 0,9$ ‰ à 20°C-B et $7,1 \pm 2,3$ ‰ à 25°C (Figure 6). Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées aux temps finaux des différents paliers de température ($p_value = 0.009$), en particulier entre le biofilm prélevé au cours du premier palier (20°C-A) et celui du cinquième (20°C-B) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

- **Femelles**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ des amphipodes femelles varient entre 4,1 et 8,1 ‰ (Figure 6-A). Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $4,8 \pm 0,6$ ‰ à 20°C-A, $5,2 \pm 0,5$ ‰ à 15°C-A, $5,0 \pm 0,3$ ‰ à 12°C, $5,4 \pm 0,1$ ‰ à 15°C-B, $6,5 \pm 0,6$ ‰ à 20°C-B et $6,9 \pm 0,5$ ‰ à 25°C (Figure 2-A). Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ tendent vers des valeurs plus positives en fonction du temps. Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées aux temps finaux des différents paliers de température ($p_value < 0.001$), en particulier le palier de départ (20°C-A) et le palier final (25°C), entre le second palier (15°C-A) et le troisième palier (12°C) et entre le second palier à 15°C (15°C-B) et le palier de départ (20°C-A) ainsi que celui à 12°C (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

Au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs du second palier de température à 15°C ($p_value = 0.002$) et dans celui de 20°C-B ($p_value = 0.012$). La procédure de comparaison multiple par paire (Dunn's

Method : $p_value < 0.05$) indique dans le palier 15°C-B, une différence statistique significative entre le premier prélèvement (J3) et le 4^{ième} (J20) de même qu'entre ce prélèvement (J3) et le 5^{ième} (J27). Dans le palier 20°C-B, une seule différence existe entre le premier prélèvement (J3) et le prélèvement à J 27.

Au sein des autres paliers de température, aucune différence statistique significative n'a été observée entre les différentes phases de prélèvements hebdomadaires.

- **Mâles**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ des amphipodes mâles varient entre 3,9 et 8,9 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $4,4 \pm 0,3$ ‰ à 20°C-A, $4,7 \pm 0,2$ ‰ à 15°C-A, $5,0 \pm 0,2$ ‰ à 12°C, $5,7 \pm 0,5$ ‰ à 15°C-B, $6,4 \pm 0,8$ ‰ à 20°C-B et $7,9 \pm 0,7$ ‰ à 25°C (Figure 6-B).

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ tendent vers des valeurs plus positives en fonction du temps. Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées aux temps finaux des différents paliers de température ($p_value < 0.001$), en particulier entre le dernier palier (25°C) et le premier palier (20°C-A) de même que le second palier (15°C-A) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$). D'autre part, une différence statistique significative est également identifiée entre le palier de départ (20°C-A) et son homologue à 20°C (20°C-B).

Au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative dans le 4^{ième} palier de température - 15°C-B - ($p_value = 0.004$) et dans le dernier à 25°C ($p_value = 0.025$). La procédure de comparaison multiple par paire (Dunn's Method : $p_value < 0.05$) indique dans le palier 15°C-B, une différence statistique significative entre le 4^{ième} prélèvement (J27) et le 1^{ier} (J3) de même qu'entre ce même 4^{ième} prélèvement (J27) et le second prélèvement hebdomadaire (J6). Dans le palier 25°C, une différence significative existe entre le 4^{ième} prélèvement (J20) et le prélèvement à J3 de même qu'entre ce même 4^{ième} prélèvement (J20) et celui à J 6.

Au sein des autres paliers de température, aucune différence statistique significative n'a été observée entre les différentes phases de prélèvements hebdomadaires.

- **Comparaison femelles – mâles**

Les tests de Mann-Whitney comparant les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées chez les femelles et les mâles aux différents paliers de températures ($p_value < 0.05$) indiquent une différence statistique significative entre les paliers à 15°C-A et à 25°C.

- **Juvéniles**

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ des amphipodes juvéniles varient entre 4,3 et 8,2 ‰. Les temps finaux sont respectivement de $4,4 \pm 0,2$ ‰ à 15°C-A, $4,7 \pm 0,3$ ‰ à 12°C, $4,9 \pm 0,4$ ‰ à 15°C-B, $5,7 \pm 0,2$ ‰ à 20°C-B, et $7,1 \pm 0,8$ ‰ à 25°C (Figure 6-C). Au palier initial à 20°C (A), un seul prélèvement est réalisé avec une valeur de 4,4 ‰.

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ tendent vers des valeurs plus positives en fonction du temps. Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées au cours de ces différents paliers de température ($p_value < 0.001$). Le test de Dunn effectué ensuite ($p_value < 0.05$) indique une différence significative entre les organismes prélevés au cours du 5^{ième} palier complet (25°C) et ceux du premier palier complet (15°C-A) ainsi que ceux du second palier complet (12°C).

Au sein de chaque palier de température, les analyses statistiques entre prélèvements hebdomadaires ne sont pas possibles en raison de la singularité des prélèvements.

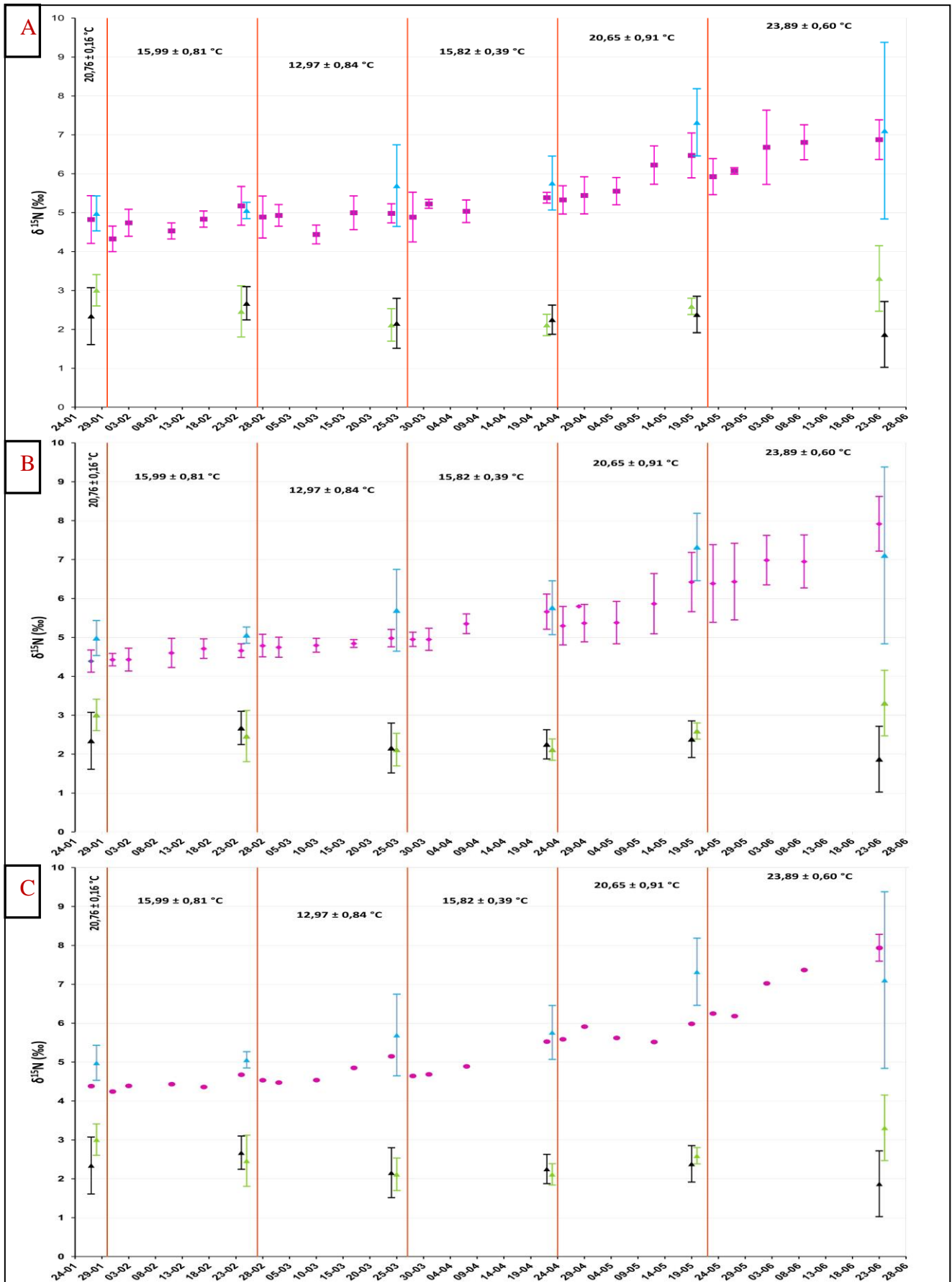


Figure 6 : Evolution du $\delta^{15}\text{N}$ - moyenne \pm écart type - au cours du temps chez *Gammarus aequicauda* : (A) les femelles \blacksquare , (B) les mâles \blacklozenge , (C) les juvéniles \bullet . Les sources alimentaires potentielles : les fragments de litières de *P. oceanica* \blacktriangleright , les échantillons de sédiments \blacktriangle , le biofilm des vitres de l'aquarium \blacktriangleleft .

3.1.3 Composition isotopique du soufre

- **Posidonies**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ des échantillons de posidonies varient entre 7,4 et 12,3 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $11,7 \pm 0,7$ ‰ à 20°C-A, $10,3 \pm 1,3$ ‰ à 15°C (A), $9,8 \pm 1,6$ ‰ à 12°C, $9,7 \pm 1,3$ ‰ à 15°C-B, $11,3 \pm 0,9$ ‰ à 20°C-B et $9,8 \pm 0,8$ ‰ à 25°C (Figure 7). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ aux temps finaux des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : p_value = 0.019).

- **Sédiments**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ dans les échantillons de sédiments varient entre -5,0 et 8,2 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $4,6 \pm 5,0$ ‰ à 20°C-A, $6,1 \pm 1,9$ ‰ à 15°C-A, $4,1 \pm 5,3$ ‰ à 12°C, $4,06 \pm 2,9$ ‰ à 15°C-B, $4,0 \pm 3,5$ ‰ à 20°C-B et $3,5 \pm 4,3$ ‰ à 25°C (Figure 7). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ aux temps finaux des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : p_value = 0.756).

- **Biofilm**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ dans les échantillons de biofilm présent sur les vitres varient entre 10,0 et 13,4 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $10,8 \pm 0,3$ ‰ à 20°C-A, $10,7 \pm 0,5$ ‰ à 15°C-A, $11,6 \pm 0,7$ ‰ à 12°C, $12,0 \pm 0,6$ ‰ à 15°C-B, $11,9 \pm 0,4$ ‰ à 20°C-B et $12,4 \pm 0,9$ ‰ à 25°C (Figure 7). Le test de Kruskal-Wallis réalisé indique une différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ aux temps finaux des différents paliers de température (p_value = 0.001), en particulier entre le dernier palier (25°C) et le palier initial (20°C-A) ainsi qu'avec les valeurs du second palier (15°C-A) (Dunn's Method : p_value < 0.05).

- **Femelles**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez les amphipodes femelles varient entre 6,8 et 12,6 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $11,1 \pm 1,1$ ‰ à 20°C-A, $9,9 \pm 1,4$ ‰ à 15°C-A, $11,2 \pm 0,8$ ‰ à 12°C, $11,0 \pm 0,7$ ‰ à 15°C-B, $11,1 \pm 0,8$ ‰ à 20°C-B et $9,2 \pm 1,6$ ‰ à 25°C (Figure 7-A). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez ces organismes aux temps finaux des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : p_value = 0.071).

Néanmoins, un test de Kruskal-Wallis réalisé au sein de chaque palier de température a permis d'identifier une différence statistique significative entre les mesures du second palier de température à 15°C-A (p_value = 0.005). La procédure de comparaison multiple par paire (Dunn's Method : p_value < 0.05) indique qu'au sein de ce palier, une différence statistique significative existe entre les valeurs enregistrées au cours du 3^{ième} prélèvement (J13) et celles des prélèvements effectués en J3, J6 et J27.

Pour les autres paliers de température, aucune différence statistique significative n'a été observée entre les différentes phases de prélèvements hebdomadaires.

- **Mâles**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez les amphipodes mâles varient entre 5,7 et 11,8 ‰. Les moyennes des temps finaux sont respectivement de $10,1 \pm 0,8$ ‰ à 20°C-A, $8,1 \pm 1,4$ ‰ à 15°C-A, $8,8 \pm 0,8$ ‰ à 12°C, $9,1 \pm 0,8$ ‰ à 15°C-B, $10,2 \pm 1,3$ ‰ à 20°C-B et $9,2 \pm 0,8$ ‰ à 25°C (Figure 7-B). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez ces organismes aux temps finaux des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : p_value = 0.05). De même, au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis effectué n'a permis d'identifier aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez les différents amphipodes mâles analysés.

- **Juvéniles**

Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez les juvéniles d'amphipodes varient entre 3,9 et 9,6 ‰. Les valeurs des temps finaux sont respectivement de $7,8 \pm 1,3$ ‰ à 15°C-A, $7,5 \pm 1,1$ ‰ à 12°C, $7,3 \pm 0,6$ ‰ à 15°C-B, $7,5 \pm 1,5$ ‰ à 20°C-B et $5,9 \pm 1,4$ ‰ à 25°C. Au palier initial (20°C-A), un seul prélèvement est réalisé avec une valeur de 7,6 ‰ C (Figure 7-C). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ chez les amphipodes juvéniles prélevés au cours des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : p_value = 0.197).

3.1.4 Biplot

Les valeurs du $\delta^{12}\text{C}$ et $\delta^{15}\text{N}$ des individus de *G. aequicauda* (femelles – Figure 8-A, mâles – Figure 8-B et juvéniles – Figure 8-C) évoluent au cours du temps et des paliers de température. Les compositions isotopiques mesurées s'écartent de celles de la source végétale (fragments de litière de *P. oceanica*) et se rapprochent de celles du biofilm présent sur les vitres de l'aquarium.

Les valeurs du $\delta^{34}\text{S}$ et $\delta^{15}\text{N}$ des individus de *G. aequicauda* (femelles – Figure 9-A, mâles – Figure 9-B et juvéniles – Figure 9-C) évoluent au cours du temps et des paliers de température. Les compositions isotopiques mesurées s'écartent de celles de la source végétale (fragments de litière de *P. oceanica*).

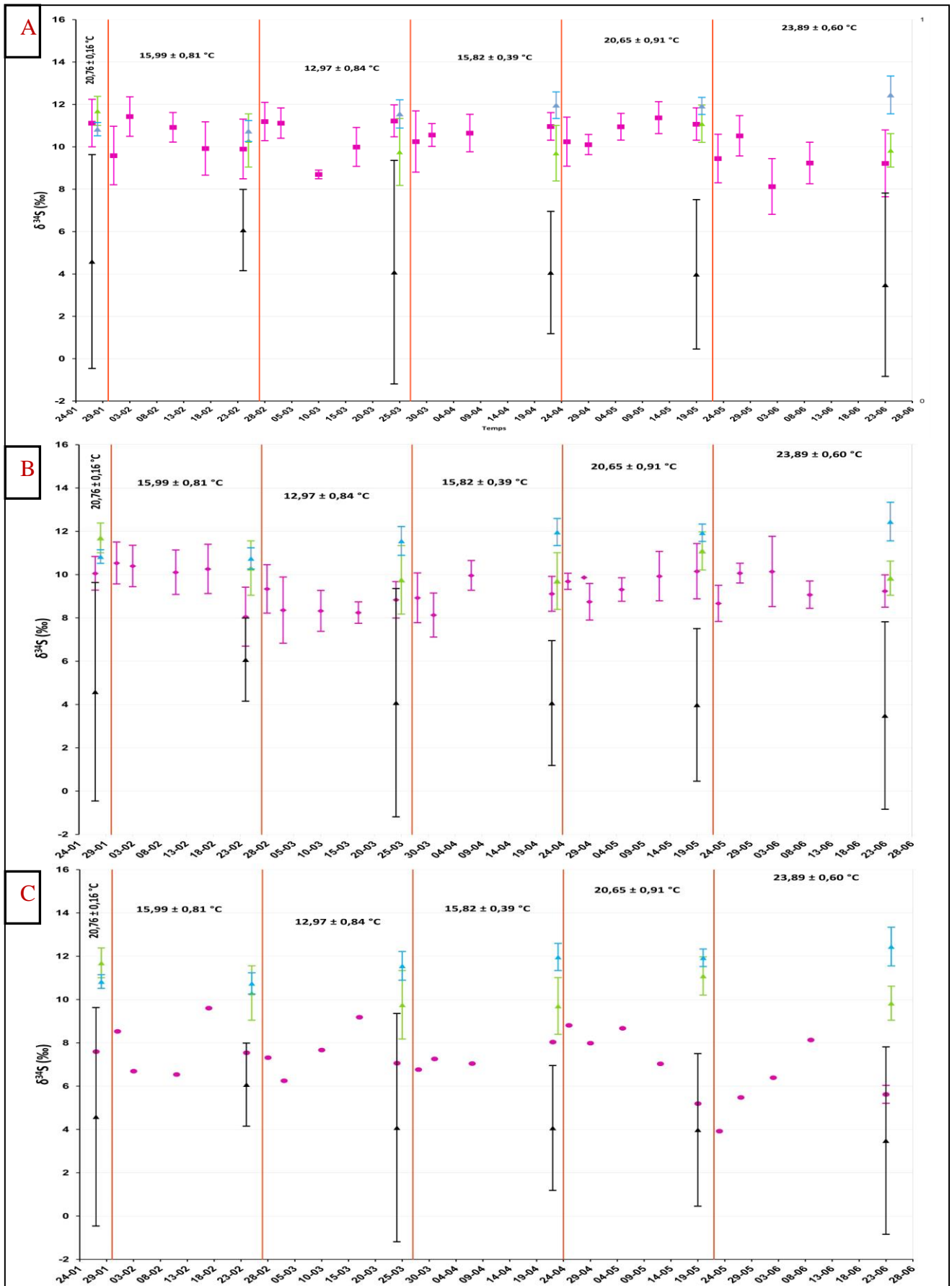


Figure 7 : Evolution du $\delta^{34}\text{S}$ - moyenne \pm écart type - au cours du temps chez *Gammarus aequicauda* : (A) les femelles \blacksquare , (B) les mâles \blacklozenge , (C) les juvéniles \bullet . Les sources alimentaires potentielles : les fragments de litières de *P. oceanica* \blacktriangle , les échantillons de sédiments \blacktriangle , le biofilm des vitres de l'aquarium \blacktriangle .

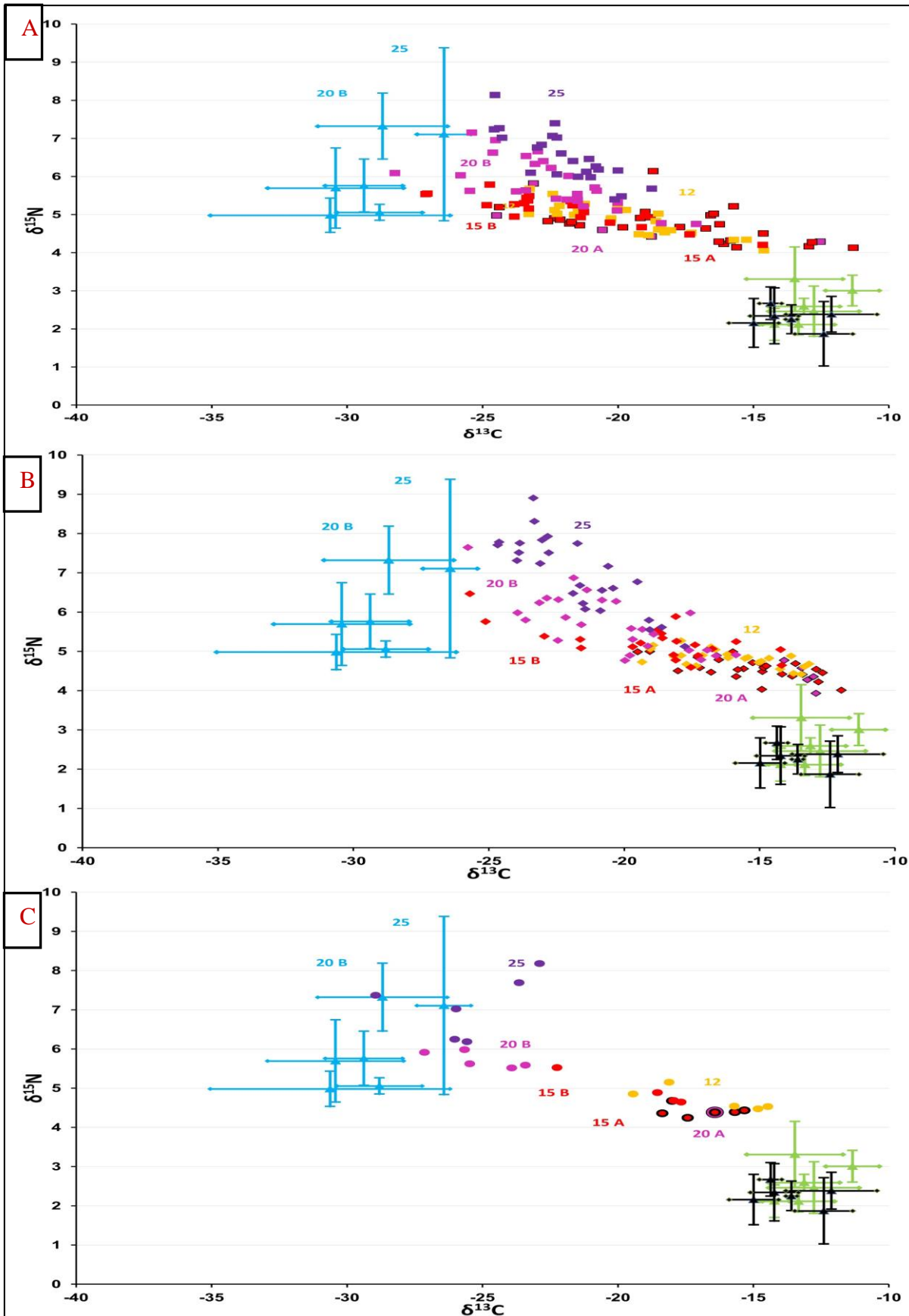


Figure 8 : Biplot du $\delta^{15}\text{N}$ en fonction du $\delta^{13}\text{C}$. Les individus femelles de *Gammarus aequicauda* sont symbolisés par des \square (A), les mâles par des losanges \diamond (B) et les juvéniles par les ronds \circ (C) de couleurs différentes selon les paliers de température. Les ressources alimentaires potentielles sont symbolisées par des triangles : \blacktriangle les fragments de litières de *P. oceanica*, \blacktriangle les sédiments et \blacktriangle le biofilm des vitres de l'aquarium (moyenne \pm écart type).

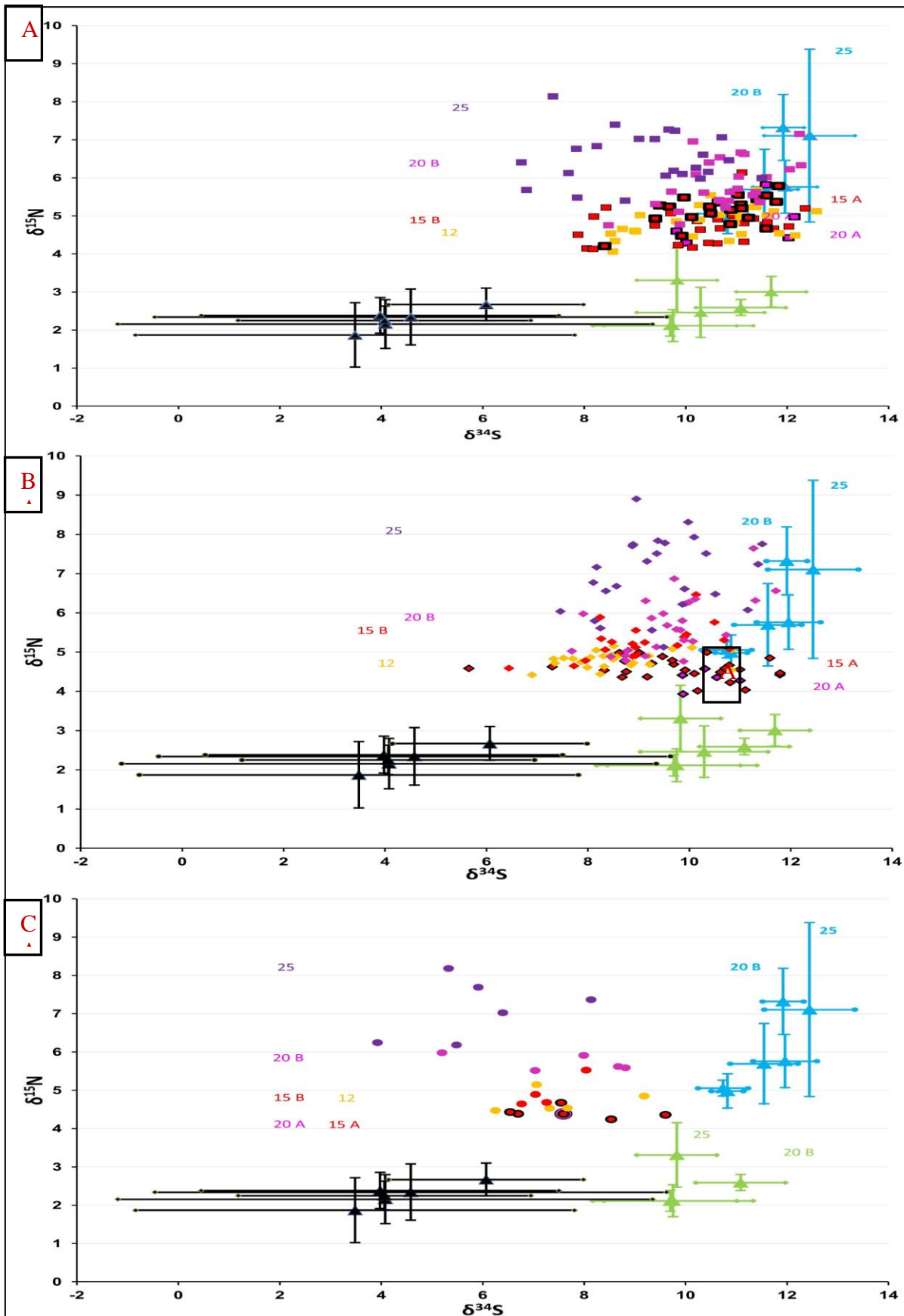


Figure 9 : Biplot du $\delta^{15}\text{N}$ en fonction du $\delta^{34}\text{S}$. Les individus femelles de *Gammarus aequicauda* sont symbolisés par des \square (A), les mâles par des losanges \diamond (B) et les juvéniles par les ronds \circ (C) de couleurs différentes selon les paliers de température. Les ressources alimentaires potentielles sont symbolisées par des triangles : \blacktriangle les fragments de litières de *P. oceanica*, \blacktriangle les sédiments et \blacktriangle le biofilm des vitres de l'aquarium (moyenne \pm écart type).

3.2 Rapport C/N

- **Posidonies**

Les valeurs du rapport C/N calculées dans les échantillons de posidonies varient entre 19,8 et 55,6. Entre les différents paliers de température, les moyennes des rapports calculées aux temps finaux sont respectivement de $37,6 \pm 6,7$ à 20°C-A, $49,8 \pm 4,7$ à 15°C-A, $40,3 \pm 2,7$ à 12°C, $39,5 \pm 9,8$ à 15°C-B, $37,0 \pm 5,0$ à 20°C-B et $32,6 \pm 12,2$ à 25°C (Figure 10-B). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs du rapport C/N (Kruskal-Wallis : $p_value = 0.073$).

- **Sédiments**

Les valeurs du rapport C/N calculées dans les échantillons de sédiments varient entre 18,4 et 37,3. Entre les différents paliers de température, les moyennes des rapports calculées aux temps finaux sont respectivement de $22,6 \pm 3,2$ à 20°C-A, $24,9 \pm 2,5$ à 15°C-A, $21,6 \pm 2,0$ à 12°C, $28,7 \pm 2,0$ à 15°C-B, $28,7 \pm 4,0$ à 20°C-B et $30,8 \pm 4,5$ à 25°C (Figure 10-B). Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs du rapport C/N calculées pour les temps finaux des différents paliers de température ($p_value = 0.003$), en particulier entre les sédiments prélevés au cours du dernier palier (25°C) et celui prélevé lors du troisième palier de température (12°C) (Dunn's Method : $p_value < 0.05$).

- **Biofilm**

Les valeurs du rapport C/N calculées dans les échantillons de biofilm présent sur les vitres varient entre 6,1 et 12,0. Entre les différents paliers de température, les moyennes des rapports calculées aux temps finaux sont respectivement de $6,6 \pm 3,8$ à 20°C-A, $7,9 \pm 0,9$ à 15°C-A, $7,5 \pm 2,5$ à 12°C, $6,1 \pm 1,7$ à 15°C-B, $6,6 \pm 0,5$ à 20°C-B et $6,8 \pm 0,4$ à 25°C (Figure 10-B). Il n'y a aucune différence statistique entre les valeurs du rapport C/N calculées pour les échantillons de sédiments aux différents paliers de température (Kruskal-Wallis : $p_value = 0.073$).

- **Femelles**

Les rapports C/N des amphipodes femelles varient entre 3,8 et 5,0. Entre les différents paliers de température, les moyennes des rapports calculées aux temps finaux sont respectivement de $4,1 \pm 0,2$ à 20°C-A, $4,3 \pm 0,2$ à 15°C-A, $4,3 \pm 0,1$ à 12°C, $4,3 \pm 0,2$ à 15°C-B, $4,1 \pm 0,1$ à 20°C-B et $3,9 \pm 0,1$ à 25°C (Figure 10-A). Le test de Kruskal-Wallis indique une différence statistique significative entre les valeurs du rapport C/N calculées pour les temps finaux des différents paliers de température ($p_value = 0.002$) en particulier entre le dernier palier (25°C) et le quatrième palier (15°C-B) de même qu'entre le sixième palier et le troisième (12°C) (Dunn's Method, $p_value < 0.05$).

Au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis effectué indique une différence statistique significative entre les valeurs de trois des six paliers de température ; à savoir 12°C ($p_value = 0.013$), 20°C-B ($p_value = 0.023$) et 25°C ($p_value = 0.046$). La procédure de comparaison

multiple par paire (Dunn's Method : $p_value < 0.05$) indique que dans le palier à 12°C, une différence statistique significative entre le 4^{ème} prélèvement (J20) et le 1^{er} (J3). Dans le second palier identifié (20°C-B), la différence statistique significative identifiée se situe entre le premier prélèvement (J3) et le cinquième (J27). Pour le dernier palier de température identifié (25°C), la différence statistique significative se situe entre le quatrième (J20) et le cinquième prélèvement (J27).

- **Mâles**

Les rapports C/N des amphipodes mâles varient entre 3,6 et 6,7. Entre les différents paliers de température, les moyennes des rapports calculées aux temps finaux sont respectivement de $3,9 \pm 0,1$ à 20°C-A, $3,8 \pm 0,1$ à 15°C-A, $3,9 \pm 0,2$ à 12°C, $3,8 \pm 0,1$ à 15°C-B, $3,9 \pm 0,1$ à 20°C-B et $3,8 \pm 0,1$ à 25°C (Figure 10-A). Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs du rapport C/N mesurées chez les amphipodes mâles à l'issue des différents paliers de température (Kruskal-Wallis : $p_value = 0.516$).

Au sein de chaque palier de température, le test de Kruskal-Wallis effectué indique une différence statistique dans le dernier palier de température à 25°C ($p_value = 0.013$). La procédure de comparaison multiple par paire (Dunn's Method : $p_value < 0.05$) indique dans ce palier, une différence statistique significative entre le troisième (J13) et le cinquième prélèvement (J32).

- **Comparaison femelles – mâles**

Les tests de Mann-Whitney comparant les valeurs du rapport C/N calculées chez les femelles et les mâles aux différents paliers de température ($p_value < 0.05$) indiquent une différence statistique significative aux paliers 20°C-A ($p_value = 0.023$), 15°C-A ($p = 0,002$), 12°C ($p_value < 0.001$), 15°C-B ($p_value < 0.001$) et au palier 20°C-B ($p_value = 0.04$) mais pas au palier 25°C ($p_value = 0.126$).

Les tests de Mann-Whitney comparant les pourcentages de carbone et d'azote mesurés chez les femelles et les mâles aux différents paliers de température ($p_value < 0.05$) n'ont pas permis d'identifier de différences statistiques significatives si ce n'est au palier 15°C-B pour le carbone ($p = 0,009$) et au palier 15°C-A pour l'azote ($p_value = 0.026$).

- **Juveniles**

Les rapports C/N des juvéniles d'amphipodes varient entre 3,2 et 5,1. Les valeurs des temps finaux calculées sont respectivement de $3,8 \pm 0,4$ à 15°C-A, $3,9 \pm 0,2$ à 12°C, $3,9 \pm 0,2$ à 15°C-B, $3,9 \pm 0,1$ à 20°C-B et $4,1 \pm 0,5$ à 25°C (Figure 10-A). Au palier initial à 20°C-A, un seul prélèvement est réalisé avec une valeur de 3,7. Il n'y a aucune différence statistique significative entre les valeurs du rapport C/N calculées chez les amphipodes juvéniles prélevés au cours des différents paliers de température (Kruskal-Wallis, $p_value = 0.874$).

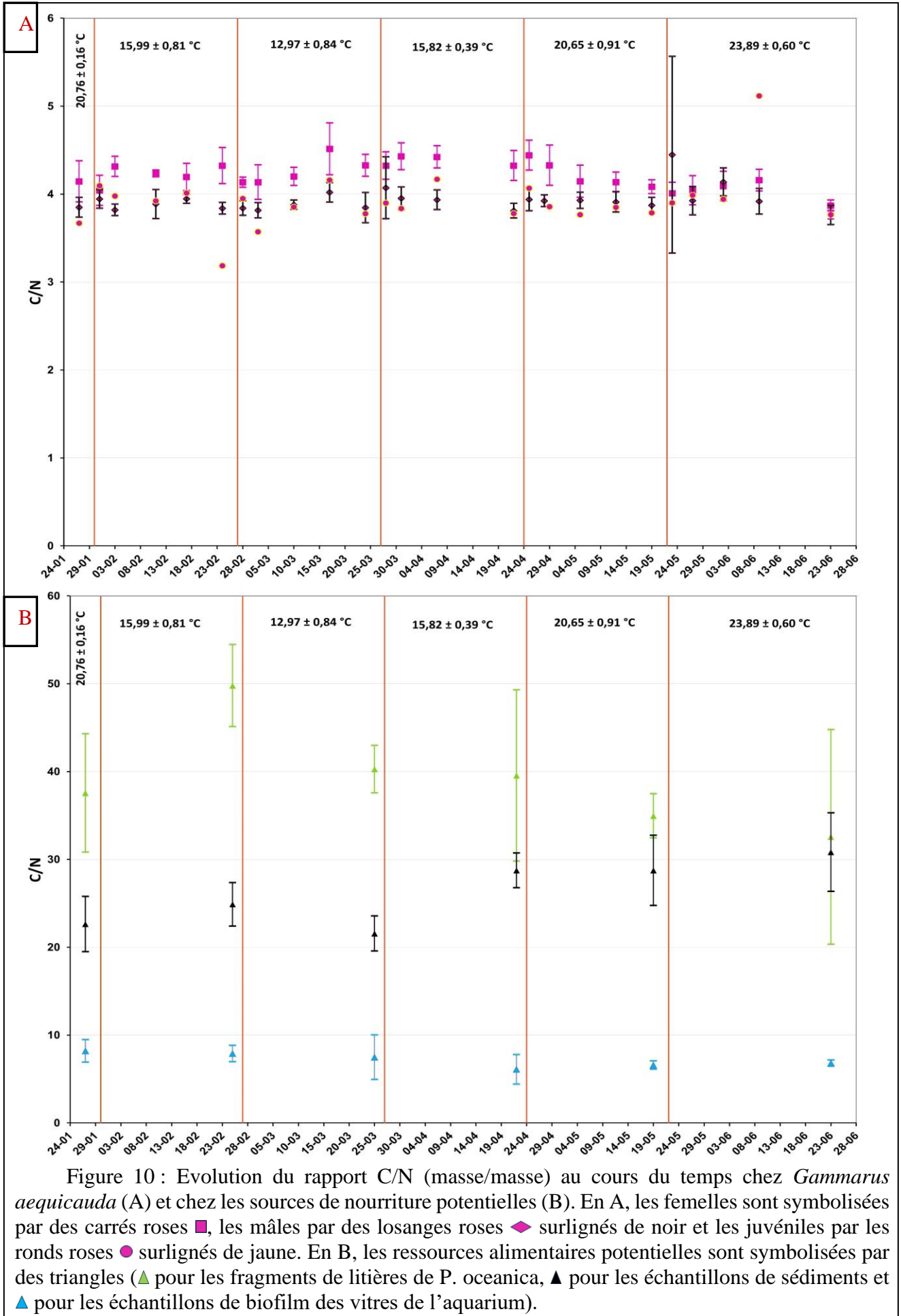


Figure 10 : Evolution du rapport C/N (masse/masse) au cours du temps chez *Gammarus aequicauda* (A) et chez les sources de nourriture potentielles (B). En A, les femelles sont symbolisées par des carrés roses \blacksquare , les mâles par des losanges roses \blacklozenge surlignés de noir et les juvéniles par les ronds roses \bullet surlignés de jaune. En B, les ressources alimentaires potentielles sont symbolisées par des triangles (\blacktriangle pour les fragments de litières de *P. oceanica*, \blacktriangle pour les échantillons de sédiments et \blacktriangle pour les échantillons de biofilm des vitres de l'aquarium).

3.3 Respirométrie

Les tableaux reprenant l'ensemble des taux de respiration mesurés sur chaque individu femelle et mâle de *G. aequicauda* figurent à la fin de ce manuscrit (7. Annexes, 7.2 ; Résultats de respirométrie).

- **Femelles**

Les taux de respiration chez les amphipodes femelles varient entre 0,0010 et 2,216 $\mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$. Les moyennes des taux de consommation en oxygène calculés sur les individus femelles de *G. aequicauda* aux différents temps finaux sont respectivement de $0,64 \pm 0,38 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 20°C-A, $0,81 \pm 0,47 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 15°C-A, $0,52 \pm 0,24 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 12°C, $0,26 \pm 0,25 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 15°C-B, $0,72 \pm 0,39 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 20°C-B et $0,86 \pm 0,74 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 25°C.

Le test de Kruskal-Wallis réalisé sur les taux de consommation en oxygène calculés sur les individus femelles indique une différence statistique significative entre les valeurs des temps finaux des différents paliers de température ($p_{\text{value}} = 0.042$), en particulier entre le second palier (15°C-A) et le quatrième palier (15°C-B) (Dunn's Method, $p_{\text{value}} < 0.05$).

Les taux de respiration individuels enregistrés chez les amphipodes femelles de *G. aequicauda* ne montrent aucune tendance générale, que ce soit vis-à-vis du $\delta^{13}\text{C}$ (graphique 11-A), du rapport C/N (graphique 11-B) ou de la masse (graphique 11-C).

- **Mâles**

Les taux de respiration chez les amphipodes mâles varient entre 0,004 et 2,461 $\mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$. Les moyennes des taux de consommation en oxygène calculés sur les individus mâles de *G. aequicauda* aux différents temps finaux sont respectivement de $0,43 \pm 0,20 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 20°C-A, $0,69 \pm 0,48 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 15°C-A, $0,41 \pm 0,23 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 12°C, $0,51 \pm 0,40 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 15°C-B, $0,54 \pm 0,45 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 20°C-B et $0,82 \pm 0,59 \mu\text{mol O}_2/\text{h} \cdot \text{g}_{\text{MS}}$ à 25°C.

Le test de Kruskal-Wallis réalisé sur les taux de consommation en oxygène calculés sur les individus mâles n'a permis d'identifier aucune différence statistique significative entre les valeurs des temps finaux des différents paliers de température ($p_{\text{value}} = 0.200$).

Les taux de respiration individuels enregistrés chez les amphipodes mâles de *G. aequicauda* ne montrent aucune tendance générale, que ce soit vis-à-vis du $\delta^{13}\text{C}$ (graphique 12-A), du rapport C/N (graphique 12-B) ou de la masse (graphique 12-C).

- **Comparaison femelles – mâles**

Les tests de Mann-Whitney comparant les valeurs de respirométrie mesurées chez les femelles et les mâles aux différents paliers de température ($p_{\text{value}} < 0.05$) n'indiquent aucune différence statistique significative entre les différents paliers de température.

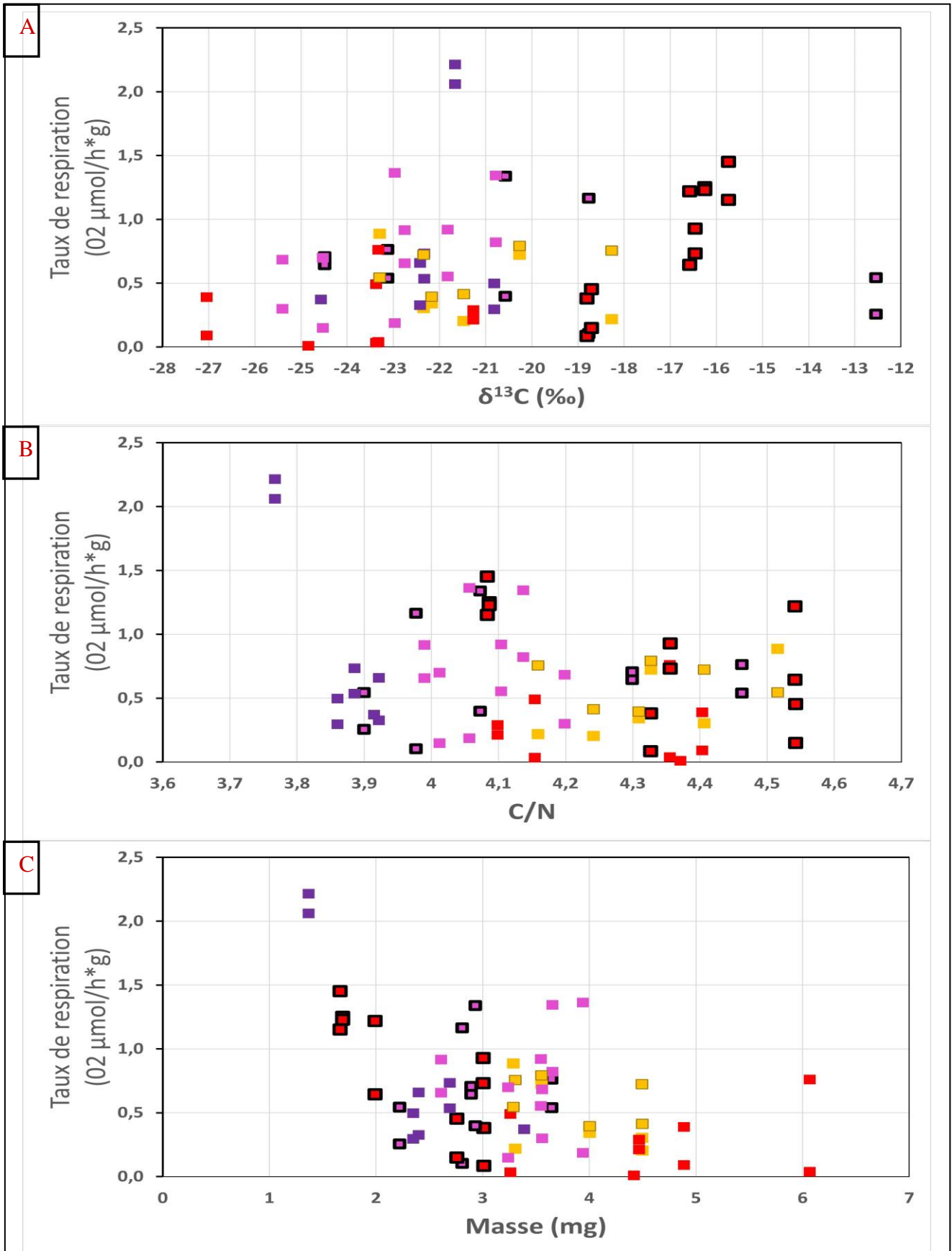


Figure 11 : Evolution du taux de respiration individuel au cours du temps chez les individus femelles de *Gammarus aequicauda* (carrés □) aux différents paliers de température (20°C-A ■, 15°C-A ■, 12°C ■, 15°C-B ■, 20°C B ■, 25°C ■).

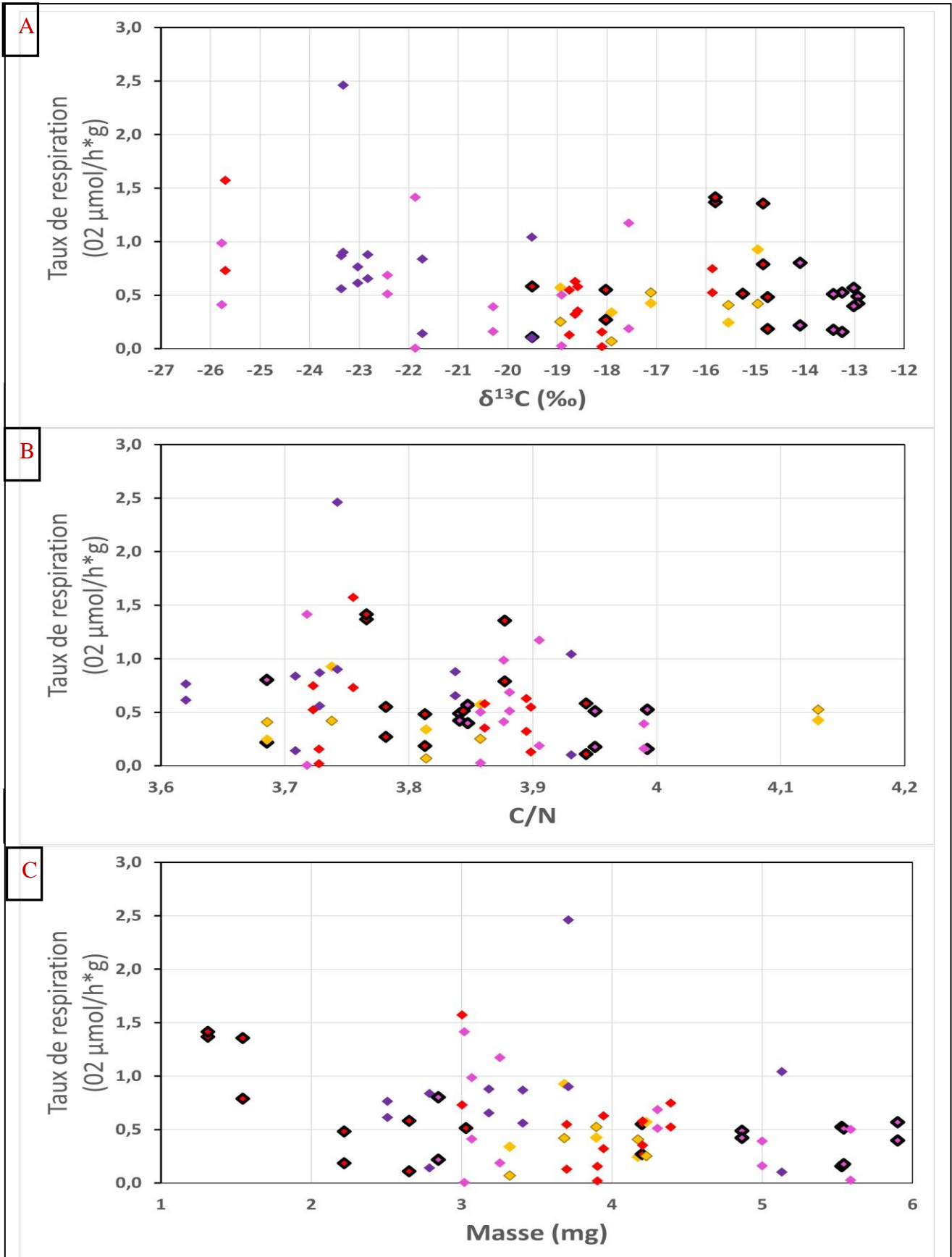


Figure 12 : Evolution du taux de respiration individuel au cours du temps chez les individus mâles de *Gammarus aequicauda* (losanges ◇) aux différents paliers de température. (20°C-A ■, 15°C-A ■, 12°C ■, 15°C-B ■, 20°C B ■, 25°C ■).

3.4 Fractionnement isotopique et facteur d'enrichissement trophique

Les compositions isotopiques mesurées n'ont pas suivi l'évolution attendue (i.e. transition vers un nouvel équilibre isotopique) et par conséquent il est impossible de calculer un facteur de fractionnement (voir formule 6, 2.5. Calcul du taux de turnover isotopique et du facteur d'enrichissement trophique) dans le cadre de cette étude expérimentale.

3.5 Turnover isotopique

Pour les mêmes raisons que ce qui précède, (voir point 3.4.), une valeur isotopique d'équilibre pour une source de nourriture assimilée ne va pas pouvoir être déterminée et par conséquent les valeurs de taux de turnover isotopique et de demi-vie (voir formules 4 et 5, 2.5. Calcul du taux de turnover isotopique et du facteur d'enrichissement trophique) ne pourront être calculées dans le cadre de cette étude expérimentale.

4 Discussion

La température est un facteur abiotique majeur qui influence la distribution et la structure des écosystèmes, leur fonctionnement et le métabolisme des organismes qu'ils hébergent (Angilletta et al., 2004 ; Cottin et al., 2015 ; Foucreau et al., 2014 ; Galic & Forbes, 2017 ; Masclaux & Richoux, 2017). Dans une étude portant sur la dynamique de population de *G. aequicauda* en milieu saumâtre, Kevrekidis *et al.* (2009) concluent que la température est un facteur fondamental dans le cycle de vie de cet amphipode par le contrôle qu'elle exerce sur les taux métaboliques, la taille corporelle et ses conséquences sur la reproduction, l'accélération et la condensation du cycle de vie (3 mois en été *versus* 8-9 mois en hiver).

Par conséquent, il est suspecté que des changements expérimentaux de température pourraient également influencer la composition isotopique des amphipodes, celle-ci étant en partie déterminée par le métabolisme de l'animal.

L'objectif de cette étude expérimentale était de mesurer l'influence de la température sur les compositions isotopiques de C, N et S de l'amphipode *Gammarus aequicauda* en condition d'élevage sur une durée de 6 mois en présence de litière de feuilles de posidonies.

4.1 Composition isotopique des sources de nourriture potentielles

L'organisme d'étude, *G. aequicauda*, est une espèce majoritairement détritivore spécialisée dans l'utilisation des différents composants de la litière de posidonies mais capable également de consommer des macroalgues et des sources de nourriture d'origine animale (Lepoint et al., 2006 ; Michel et al., 2015 ; Remy et al., 2021). Des comportements de cannibalisme, de nécrophagie et de coprophagie sont décrits chez les amphipodes (Bellan-Santini, 1999). Trois sources de nourriture potentielles sont prélevées dans l'aquarium expérimental : la litière de posidonies ci-après dénommée « litière » (i.e. feuilles mortes et leurs microbiotes associés), le biofilm se développant sur les parois de l'aquarium ci-après dénommé « biofilm » et la matière organique du sédiment, ci-après dénommée « sédiment ».

Les compositions isotopiques divergentes mesurées sur le carbone et l'azote permettent de distinguer nettement les sources de biofilm des deux autres sources de nourriture, à tout moment de l'expérimentation (Figure 8). De même, les divergences isotopiques mesurées sur le soufre permettent de distinguer la ressource sédimentaire des deux autres sources alimentaires sur toute la durée de l'expérimentation (Figure 9).

4.1.1 Composition élémentaire et isotopique de la litière de *P. oceanica* et du sédiment

Les fragments de litière analysés n'ont pas été séparés des épiphytes qui les garnissent. Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ et de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées sur la litière sont proches de celles mesurées par Lepoint *et al.* (2006) sur du matériel détritique de posidonies *in situ*.

Les analyses statistiques entreprises sur les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$, de $\delta^{15}\text{N}$ et de $\delta^{34}\text{S}$ mesurées sur la litière ne révèlent pas de différence significative au cours du temps. Ce phénomène n'était pas nécessairement attendu car, d'une part, la décomposition des feuilles mortes est affectée par la température (Pedersen *et al.*, 2011) et, d'autre part, la dégradation peut affecter la composition isotopique du matériel résiduel (Vizzini *et al.* 2003). Comparativement, les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ et de $\delta^{15}\text{N}$ enregistrées dans cette expérimentation sont similaires à celles identifiées dans la littérature pour de la litière de *P.oceanica* : $-10,6 \pm 1,1 \text{ ‰}$ (Vizzini *et al.*, 2003), $-12,7 \pm 0,1 \text{ ‰}$ (Remy *et al.*, 2017), $-12,2 \pm 1,1 \text{ ‰}$ (Lepoint *et al.*, 2006), $-13,2 \pm 0,7 \text{ ‰}$ (Michel *et al.*, 2015) pour les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ et de $3,8 \pm 2,1 \text{ ‰}$ (Vizzini *et al.*, 2003) ou légèrement supérieures - de 0,9 à 1,7 ‰ (Lepoint *et al.*, 2006) - pour les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$.

Les analyses statistiques réalisées sur les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées sur le sédiment ont permis d'identifier une seule différence statistique significative entre les paliers de 15°C et de 20°C-B (Figure 5). Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées dans les sédiments (de -16,2 à -9,8 ‰) sont proches de celles mesurées dans les feuilles de posidonies mortes (de -16,4 à -10,1 ‰). Cette proximité isotopique confirme l'origine détritique de la matière organique du sédiment compte tenu du faible fractionnement bactérien et fongique appliqué lors de cette dégradation (Lepoint *et al.*, 2006). La variabilité isotopique observée sur ce matériel est probablement liée à ses différents états de dégradation ainsi qu'à une certaine hétérogénéité de ses sources.

Les analyses statistiques réalisées sur les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ et de $\delta^{34}\text{S}$ mesurées sur le sédiment n'ont permis de mettre en évidence aucune différence statistiquement significative entre les différents paliers de température. Ces résultats soulignent le caractère statistiquement invariable de ces sources pour l'azote et le soufre au cours du temps. Les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ mesurées sur la matière sédimentaire sont plus négatives que celles mesurées sur les sulfates de la colonne d'eau. Ces valeurs sont caractéristiques de la réduction bactérienne des sulfates présents dans le sédiment dans des conditions d'anaérobiose (Connolly *et al.*, 2004).

4.1.2 Le rapport C/N de la litière et du sédiment

Les valeurs du rapport C/N mesurées sur la litière dans cette étude (de 19,8 à 55,6) sont similaires à celles obtenues par Remy *et al.* (2017) avec un rapport C/N de $63,3 \pm 0,6$. Dans les systèmes aquatiques d'eau douce, la litière de feuilles subit une perte de composés solubles lors de son

immersion avant d'être colonisée par le biome aquatique (Ferreira *et al.*, 2010). Dans le cas des herbiers de posidonies, le contenu en azote des fragments de litière est réduit par rapport aux feuilles vertes et vivantes par les processus physiologiques (abscission) puis par la dégradation par les bactéries de l'azote labile encore présent (Mateo & Romero, 1997). L'azote encore identifié dans la litière après quelques semaines est soit associé à des composés réfractaires soit d'origine bactérienne ou fongique (Mateo *et al.*, 1997).

4.1.3 Composition élémentaire et isotopique du biofilm

Les analyses statistiques réalisées sur les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées sur le biofilm ont permis d'identifier une seule différence statistique significative entre les paliers de 12°C et de 25°C (Figure 5). Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées sur le biofilm (de - 38,0 à -25,0 ‰) sont proches des valeurs les plus négatives mesurées par Lepoint *et al.* (Lepoint *et al.*, 2006) sur les macro-algues sciaphiles de la litière de posidonies (de - 16,8 à - 35,6 ‰ avec une valeur moyenne de $-29,7 \pm 4,5$ ‰ pour ce type d'algue).

Dans le biofilm, les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées sont typiques de biofilms algaux se développant en condition de lumière faible (i.e. l'eau de l'aquarium est ici particulièrement colorée par la dégradation de la litière) et donc de croissance faible. Cette croissance limitée a pour conséquence que le fractionnement isotopique lié à la RUBISCO (ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygénase, enzyme-clé de la photosynthèse) s'exprime entièrement et que la source majoritaire de carbone inorganique assimilé par les algues est le CO_2 dissous (Raven *et al.*, 2002). Ce dernier présente des valeurs isotopiques vraisemblablement faibles dans l'aquarium car il est produit à partir de la dégradation des posidonies (de -10 à -16 ‰). Ces deux processus liés à la fixation du carbone inorganique par les algues du biofilm conduisent à des valeurs particulièrement négatives du biofilm.

Les analyses statistiques réalisées sur les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées sur le biofilm ont permis d'identifier une seule différence statistique significative entre les paliers de 20°C-A et de 20°C-B (Figure 6). Le profil général des valeurs moyennes de $\delta^{15}\text{N}$ (de 2,1 à 7,1 ‰) semble afficher une tendance à l'accroissement au cours du temps. En début d'expérience, les valeurs sont dans la gamme de celles mesurées par Lepoint *et al.* (2006) sur les macro-algues (de 0,9 à 5,4 ‰) et caractéristiques des producteurs primaires. Par la suite, la tendance à afficher des valeurs plus élevées pourrait être liée, d'une part, à un changement de communautés composant ce biofilm et d'autre part, à un changement de la composition isotopique des sources d'azote inorganique assimilées par les algues de ce biofilm (Vermeulen *et al.*, 2011). Ces deux phénomènes sont régulièrement observés dans la nature (Prado *et al.*, 2008) et probablement exacerbés dans le milieu expérimental utilisé dans cette étude. Ces deux hypothèses ne s'excluent pas mutuellement.

Les valeurs du rapport C/N mesurées sur le biofilm (rapport C/N faible) témoignent de modifications dans les teneurs en carbone et en azote comparativement à celles de la litière (rapport

C/N élevé). Sur la source « biofilm », les analyses statistiques réalisées pour comparer les valeurs du rapport C/N calculées aux différents paliers de température n'ont pas permis de mettre en évidence de différence statistique significative.

Les analyses statistiques réalisées sur les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ mesurées sur le biofilm ont permis d'identifier des différences statistiques significatives entre les paliers 15°C-A, 20°C-A et 25°C (Figure 7). L'origine de ces différences peut être à rechercher dans la composition épiphytique du biofilm présent sur les vitres de l'aquarium et la composition isotopique en azote des sources de nutriments utilisés par ces différents organismes. Les épiphytes ont peu de réserves nutritives et doivent prélever leurs sources de nourriture dans le milieu aquatique environnant (Prado et al., 2008). Le sulfate de la colonne d'eau a une composition isotopique différente de celle des sulfures présents dans les sédiments ou dans l'eau interstitielle présente entre ces sédiments (voir 1.1.5. Les isotopes stables du soufre).

4.2 Composition isotopique de *Gammarus aequicauda* : tendances générales

Pour chaque élément, les tendances générales observées sont communes aux trois classes d'individus et ce indépendamment de la température : les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ diminuent (Figure 5), les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ augmentent (Figure 6) et les valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ ne varient pas significativement (Figure 7) au cours du temps. Les valeurs isotopiques de départ sont conformes à celles de Remy *et al.* (2017) mesurées également en milieu expérimental.

Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées au cours des deux premiers paliers de température confirment la proximité isotopique en carbone de la source de nourriture principale connue chez ce consommateur. En effet, parmi les amphipodes habitant dans les accumulations de macrophytodétritus, *G. aequicauda* est l'espèce dont le régime alimentaire détritivore est spécifiquement et essentiellement relié à l'ingestion efficace de fragments de litière de *P. oceanica* (Michel et al., 2015).

Au cours du temps, et plus particulièrement au cours du palier 12°C ou du palier suivant 15°C-B, la composition isotopique en carbone mesurée chez les individus des trois classes de *G. aequicauda* se modifie en se rapprochant peu à peu de la source « biofilm » (Figure 5). Ceci peut indiquer un potentiel changement de régime alimentaire au cours de l'expérience.

Les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées dans les trois classes d'individus indiquent dès le départ de l'expérimentation une proximité avec les valeurs isotopiques mesurées sur la source « biofilm ». Alors que les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées sur la source « litière » restent constantes au cours du temps, celles mesurées dans la source « biofilm » s'accroissent et cette tendance est mimée par celles mesurées de manière concomitante chez les gammarès. Cette évolution de la composition isotopique en azote est identique dans les trois classes d'individus (Figure 6).

La confirmation visuelle d'un changement alimentaire potentiel peut être observée sur le biplot $\delta^{13}\text{C}$ vs $\delta^{15}\text{N}$ (Figure 8) En effet, sur ce dernier, les valeurs isotopiques mesurées chez les gammares, toutes classes confondues, s'éloignent de celles de la « litière » et du « sédiment » pour se rapprocher de celles affichées par le « biofilm » (Figure 8). Le biplot $\delta^{34}\text{S}$ vs. $\delta^{15}\text{N}$ (Figures 9-A et 9-B) permet d'exclure définitivement la source « sédiment » comme source alimentaire pour les gammares sur la base des valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ qui sont nettement moins élevées que celles mesurées chez les individus.

Les effets du changement de régime alimentaire pouvant masquer tous les autres effets isotopiques potentiels (i.e. changement de fractionnement et de turnover isotopique) n'ont pas permis de calculer les paramètres envisagés dans les objectifs de ce travail.

4.2.1 Les raisons d'un changement alimentaire potentiel au cours du temps

Les raisons qui peuvent expliquer ce changement alimentaire sont multiples : épuisement de la ressource « litière », changement de la composition épiphytique ou réorientation des sources de nourriture ingérées pour couvrir les besoins énergétiques et élémentaires.

La dégradation des litières végétales est liée à la fragmentation par les détritivores et à une dégradation microbienne, bactérienne et fongique (Ferreira et al., 2010 ; Galic & Forbes, 2017 ; Mateo & Romero, 1997). La vitesse d'exécution de ces voies de dégradation est positivement influencée par la température (Pedersen et al., 2011). Les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ et de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées chez les femelles (Figures 5-A et 6-A), chez les mâles (Figures 5-B et 6-B) et chez les juvéniles (Figures 5-C et 6-C) semblent indiquer une modification dans les sources alimentaires ingérées au cours du palier de 12°C et durant celui de 15°C-B. Le biplot $\delta^{13}\text{C}$ $\delta^{15}\text{N}$ (Figure 8) et le biplot $\delta^{34}\text{S}$ $\delta^{15}\text{N}$ (Figure 9) donnent deux visions synthétiques et complémentaires de ce changement de régime alimentaire.

La source « biofilm » présent sur les vitres de l'aquarium est un assemblage composé à minima de bactéries, de champignons, de protozoaires et de microalgues. Les épiphytes algales ont une forte dépendance vis-à-vis de la disponibilité des nutriments présents dans la colonne d'eau (Prado *et al.*, 2008). En raison d'un turnover rapide, la composition élémentaire et isotopique de ces épiphytes est très sensible aux variations du milieu environnant (Lepoint *et al.*, 2007 ; Prado et al., 2008). La comparaison des valeurs du rapport C/N calculées sur la source litière et sur le biofilm est en faveur d'une ré-orientation du régime alimentaire vers une source plus riche en azote (C/N : $39,1 \pm 8,9$ versus $7,3 \pm 1,3$) et moins réfractaire à la digestion.

Outre ce qui précède, l'hypothèse d'un changement alimentaire est peut-être aussi à mettre en lien avec les besoins physiologiques particuliers et la réalité biologique des gammares au moment de ce changement. Le pourcentage de soufre identifié dans le biofilm est constant au cours du temps ($1,7 \pm 0,6$ %) tandis que celui de la litière de posidonies passe de $0,9 \pm 0,3$ % sur les deux premiers paliers de température à $1,1 \pm 0,2$ % sur les trois derniers paliers de température. Malgré cette augmentation

du pourcentage de soufre constaté dans la litière, celui identifié dans le biofilm est constamment plus important et pourrait être lié à la présence d'acides aminés essentiels particuliers (e.g. méthionine et cystéine) (Barnes & Jennings, 2007). Cette hypothèse ouvre la voie à d'autres protocoles expérimentaux futurs.

Ces différentes explications peuvent se cumuler sans s'exclure les unes des autres.

4.2.2 Composition élémentaire et isotopique par classe de gammares

Au cours de cette expérimentation, les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ et $\delta^{34}\text{S}$ ont été mesurées dans chacune des trois classes de *G. aequicauda* présentes dans l'aquarium : femelles, mâles et juvéniles. Les critères utilisés pour répartir les individus dans chacune de ces classes sont basés sur la taille et l'identification de critères morphologiques particuliers (voir 2.2. Protocole expérimental).

4.2.2.1 Comparaison mâle vs femelle

Au cours du temps, aucune variabilité isotopique significative n'a été observée entre les mâles et les femelles pour les valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ et $\delta^{34}\text{S}$.

Par contre, les valeurs moyennes de $\delta^{13}\text{C}$ calculées aux différents temps finaux de chaque palier de température sont systématiquement moins négatives chez les mâles que chez les femelles. Ces observations sont cependant seulement statistiquement significatives aux paliers clés de 12°C et de 15°C_B entre les deux sexes (Figures 5-A et 5-B). Ces deux paliers correspondent au début du shift isotopique vers des valeurs plus négatives de $\delta^{13}\text{C}$, shift qui semble apparaître plus tôt chez les femelles que chez les mâles.

D'un point de vue physiologique et alimentaire, l'ensemble des individus accumulent des réserves énergétiques (essentiellement sous forme de glycogène et de lipides) dès que possible sur la base de la qualité et de la quantité de l'aliment disponible (Clarke *et al.*, 1985). Ces composés sont indispensables dans la résistance aux facteurs de stress et, chez la femelle, plus spécifiquement, nécessaires lors de la reproduction (Biandolino & Prato, 2006). Les lipides se composent de carbone, ils présentent une valeur de $\delta^{13}\text{C}$ plus négative que celle du régime alimentaire (Peterson & Fry, 1987) et plus négative que celle des autres composés biochimiques majeurs présents dans les tissus animaux (Masclaux & Richoux, 2017).

Les femelles modifient leur régime alimentaire dès la fin du palier de 12°C pour le $\delta^{13}\text{C}$ (Figure 5-A) ou durant le palier 15°C-A pour le $\delta^{15}\text{N}$ (Figure 6-A). La raison de ce changement peut, en partie, être liée à la reproduction et la nécessité de fournir de l'énergie et des nutriments aux embryons que la femelle conserve jusqu'au développement complet des juvéniles dans le marsupium, une structure caractéristique de l'ordre (Barnard & Karaman, 1991 ; Bellan-Santini, 1999). De nombreux embryons sont observés au cours de l'expérimentation (Figure 3-A, 2.2. Protocole expérimental). Le changement de composition isotopique en carbone et en azote observé chez les

femelles est transposable chez les mâles (Figures 5-B et 6-B) et chez les juvéniles (Figures 5-C et 6 - C) au palier de température 15°C-B.

Par la suite, au cours des paliers 20°C-B et 25°C, les valeurs isotopiques de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées dans les deux classes d'individus adultes de *G. aequicauda* se stabilisent et ne sont plus statistiquement différentes (Figures 5-A et 5-B).

Compte tenu de l'évolution croissante des valeurs de $\delta^{15}\text{N}$ mesurées sur le biofilm au cours des trois derniers paliers de température, la tendance des valeurs isotopiques en azote mesurées chez les femelles et chez les mâles suit la même évolution temporelle (Figures 6-A et 6-B).

La moyenne des valeurs du rapport C/N mesurées chez les individus adultes est de $4,2 \pm 0,2$ chez les femelles et de $3,9 \pm 0,3$ chez les mâles. Ces valeurs sont proches de celles mesurées par Remy *et al.* (2017) dans une étude portant sur la même espèce avec des résultats qui se situent entre $3,7 \pm 0,1$ à $4,9 \pm 0,3$.

Le rapport C/N des individus femelles ne diffère statistiquement de celui des mâles qu'aux paliers 12°C, 15°C B et 25°C. Ces différences pourraient partiellement expliquer les différences de $\delta^{13}\text{C}$. Néanmoins, l'effet de changement de régime alimentaire reste dominant.

4.2.2.2 Comparaison adultes vs. juvéniles

Les juvéniles de *G. aequicauda* ont été sélectionnés sur la base d'un critère de taille (< 0,5cm) et n'ont pu être sexés vu l'absence de caractères sexuels secondaires identifiables.

D'un point de vue temporel, les modifications des valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ et de $\delta^{15}\text{N}$ identifiées et décrites ci-dessus (voir 4.2.2.1) sont transposables à la situation isotopique identifiée chez les juvéniles. Néanmoins, les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ mesurées aux paliers 20°C-B et 25°C sont plus variables et plus négatives que celles mesurées dans les deux classes adultes.

Par conséquent, le changement alimentaire évoqué chez les adultes suite à l'épuisement d'une ressource alimentaire reste une hypothèse crédible chez les juvéniles comme il est constaté au cours du même palier (palier 15°C-B) que celui décrit chez les adultes.

Par contre, les $\delta^{34}\text{S}$ des juvéniles sont généralement moins élevés que ceux des adultes (Figure 9). Le fait que les juvéniles soient plus cryptiques et plus proches de la zone sédimentaire, zone affichant des valeurs de $\delta^{34}\text{S}$ plus négatives, pourrait éventuellement expliquer cela.

4.3 La respirométrie et le rapport C/N

Lors d'un accroissement de la température du milieu environnant, le métabolisme énergétique augmente avec pour conséquence une demande en oxygène qui s'élève également (Prato *et al.*, 2008 ; Semsar-kazerouni & Verberk, 2018 ; Toman & Dall, 1998).

Dans cette expérimentation, les taux de consommation en oxygène calculés (de 0,001 à 2,216 $\mu\text{mol O}_2 \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{gMS}^{-1}$ pour les femelles et de 0,004 à 2,461 $\mu\text{mol O}_2 \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{gMS}^{-1}$ pour les mâles) peuvent sembler faibles surtout s'ils sont comparés à ceux enregistrés par Remy *et al.* (2017) dans une étude portant sur *G. aequicauda* soumis à trois régimes alimentaires différents où les taux de respiration constatés à 15°C varient de 16,72 à 93,98 $\text{nmolO}_2 \cdot \text{mgDW}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$. Les conclusions formulées au cours de cette étude soulignent néanmoins deux éléments importants que sont l'influence du régime alimentaire sur les taux de respiration individuels mesurés et une grande variabilité inter-individuelle (Remy *et al.*, 2017). Ce constat s'applique également aux résultats obtenus dans cette présente étude.

Les taux de respiration mesurés au cours de cette expérimentation sont à mettre en relation avec l'originalité du protocole vis-à-vis de celui utilisé dans d'autres études. Dans ce protocole, les gammarés disposent d'un temps d'acclimatation relativement long (1 mois) avant que les mesures de respirométrie ne soient réalisées. Dans d'autres études, le temps accordé à l'acclimatation est réduit à une semaine (Semsar-kazerouni *et al.*, 2020) voire 10 jours (Foucreau *et al.*, 2014). Ensuite, durant la période d'acclimatation accordée aux gammarés de la présente étude, ceux-ci disposent d'un aquarium avec une diversité de sources alimentaires quand, dans les autres études, ils reçoivent une alimentation imposée, maîtrisée et *ad libitum*. La quantité et la qualité des sources de nourriture peuvent induire des modifications dans les réserves énergétiques accumulées. Enfin, une troisième différence notable concerne les températures auxquelles les gammarés sont soumis dans la présente étude : les températures expérimentales font partie de celles identifiées dans un cycle annuel naturel alors que dans les autres études (Issartel *et al.*, 2005 ; Semsar-kazerouni & Verberk, 2018), elles peuvent être différentes de celles que les animaux expérimentent dans leur milieu naturel.

Dans une étude menée par Semsar-kazerouni & Verberk (2018), les taux de respiration mesurés (MO_2) sont tous inférieurs à 1 $\mu\text{mol O}_2 \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{ind}^{-1}$. Ces valeurs sont proches de celles obtenues sur les individus de *G. aequicauda* au cours de la présente étude.

Malgré des cas particuliers où certains individus acclimatés à certaines températures pouvaient maintenir une consommation en oxygène constante sur une plage de températures (Foucreau *et al.*, 2014), la tendance générale est à un accroissement de la consommation en oxygène chez les individus soumis à des barèmes thermiques croissants (Foucreau *et al.*, 2014 ; Issartel *et al.*, 2005 ; Semsar-kazerouni & Verberk, 2018). Dans la présente étude, la plupart des analyses statistiques entreprises n'ont pas permis de mettre en évidence des différences statistiques significatives entre les différents paliers de température au sein de chacun des sexes si ce n'est une seule différence significative entre deux paliers de température identiques (15°C-A et 15°C-B) chez les femelles.

Dans la présente étude, aucune différence statistique significative n'a pu être identifiée en comparant entre eux les résultats de respirométrie enregistrés chez les femelles et chez les mâles aux

différents paliers de température. Cependant, dans une étude sur les individus de *Gammarus pulex*, Foucreau *et al.* (2014) ont mesuré chez les femelles une consommation en oxygène supérieure à celle des mâles.

Au cours de l'expérimentation, les valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ n'ont pas présenté de variation positive en relation avec le taux de respiration dans aucun palier de température ni même aux températures les plus élevées où une augmentation du taux de respiration était pourtant attendue avec expiration de $^{12}\text{CO}_2$ et des valeurs de $\delta^{13}\text{C}$ qui auraient dû évoluer vers des valeurs moins négatives. Encore une fois, le changement drastique de régime alimentaire des gammares au cours du temps a impliqué des valeurs $\delta^{13}\text{C}$ nettement plus négatives et a supplanté tout autre effet (positif ou négatif) affectant la composition isotopique en carbone.

Le taux de respiration et le rapport C/N sont considérés comme de bons proxys du statut métabolique et physiologique des individus (Remy *et al.*, 2017). Cependant, l'interprétation des résultats de respirométrie peut être difficile à cause de l'état physiologique de l'individu ou des voies physiologiques impliquées (Remy *et al.*, 2017). Lorsque des amphipodes sont affamés pendant 15 jours, les réserves énergétiques en glucose, glycogène et lipides diminuent ainsi que le taux de consommation en oxygène (Semsar-kazerouni *et al.*, 2020). Le taux métabolique augmente avec la température de manière manifeste chez les animaux nourris (Semsar-kazerouni *et al.*, 2020). Selon l'intensité et la durée du stress thermique, les animaux affamés ont parfois un avantage de survie (lors de stress thermique de courte durée et sous conditions normoxiques) mais, dans tous les autres cas, l'épuisement des réserves énergétiques joue un rôle important dans la tolérance thermique, la croissance, la reproduction, l'activité et à terme la survie (Semsar-kazerouni *et al.*, 2020).

Les différentes approches méthodologiques expérimentales employées pour réaliser les mesures des taux de consommation en oxygène en fonction du poids peuvent être à l'origine de divergences dans les résultats obtenus au cours de ces études (Toman & Dall, 1998). Des paramètres environnementaux tels qu'un accroissement du régime de flux de l'eau dans la chambre de respirométrie, engendré par un accroissement de la vitesse de rotation de l'agitateur magnétique, peuvent augmenter la consommation en oxygène (Toman & Dall, 1998). Selon les espèces, les gammares réagissent différemment aux variations de flux avec des réponses physiologiques et des taux de consommation en oxygène variables (Toman & Dall, 1998).

En résumé, si le taux de respiration et le rapport C/N sont considérés comme de bons proxys du statut métabolique et physiologique des individus, les résultats de respirométrie peuvent être difficiles à interpréter à cause de l'état physiologique de l'individu ou des voies physiologiques impliquées (Remy *et al.*, 2017). La stœchiométrie du carbone, de l'azote et du phosphore des régimes est un facteur déterminant important de la qualité des aliments (Gergs & Rothhaupt, 2008).

5 Conclusions et perspectives

La composition isotopique d'un consommateur dépend de celle de ses sources de nourriture modifiées par le facteur de fractionnement trophique. La valeur de ce dernier synthétise la somme de tous les fractionnements physiques, chimiques et biochimiques qui se sont produits depuis l'ingestion de la ressource alimentaire jusqu'à son intégration dans les tissus du consommateur.

Les outils d'inférence, permettant d'établir les régimes alimentaires d'un consommateur de manière probabiliste à partir des analyses isotopiques réalisées sur ses tissus et sur ceux des ressources alimentaires probables, nécessitent l'obtention de facteurs de fractionnement trophique précis et fiables. Ces derniers n'ont jusqu'à présent été obtenus que lors d'études parfaitement cadrées où les animaux ne reçoivent qu'une seule source alimentaire isotopiquement maîtrisée fournie *ad libitum* dans un microcosme isolé bénéficiant de remplacements d'eau plusieurs fois par semaine.

Le protocole expérimental mis en place démontre toute la complexité et l'étendue de la plasticité alimentaire dont *G. aequicauda* est capable pour faire face à ses besoins énergétiques et nutritionnels lorsqu'il est laissé libre de constituer son régime alimentaire à partir de différentes sources alimentaires disponibles. Selon la composition stœchiométrique de la ration alimentaire fournie, les valeurs de fractionnement $\Delta^{13}\text{C}$ et $\Delta^{15}\text{N}$ calculées avec *G. aequicauda* peuvent être celles de détritivores lorsqu'ils consomment de la litière de posidonies ou celles de carnivores lorsqu'ils consomment des ressources animales. Malgré la complexité des sources alimentaires disponibles dans des environnements semi-captifs, ces dispositifs expérimentaux restent pertinents vis-à-vis de la situation alimentaire vécue par cet amphipode vivant et se nourrissant au sein des accumulations de macrophytodétritus en mer méditerranée.

Parmi les pistes d'amélioration possible, en voici quelques-unes.

Pour accroître la compréhension du régime alimentaire de *G. aequicauda* dans ce milieu captif semi-naturel, il serait peut-être opportun de reprendre exactement le même protocole expérimental avec la même fréquence de prélèvements mais en conservant une température constante de 20°C pour l'eau de l'aquarium et en s'abstenant de créer le moindre remous des sédiments. Ce protocole permettrait d'une part de ne pas modifier la vitesse des processus microbiens de dégradation de la litière et d'autre part de ne pas enrichir la colonne d'eau avec des apports en provenance des sédiments. Cette nouvelle expérimentation permettrait de confirmer si ce shift alimentaire est lié à un épuisement des ressources alimentaires accéléré par la température ou, si ce shift a toujours lieu, est-il toujours orienté vers la même source « biofilm » ? Dans le cas d'une inadéquation entre la quantité de litière apportée vis-à-vis des besoins de la communauté présente dans l'aquarium, une nouvelle expérimentation pourrait alors être entreprise avec des apports de quantités de litières plus conséquents. Dans le cas où le shift est toujours orienté vers le biofilm des vitres de l'aquarium, une analyse plus

qualitative et quantitative de sa composition épiphytique pourrait être entreprise pour identifier l'attractivité particulière de cette source alimentaire pour *G. aequicauda*. En complément des analyses isotopiques et élémentaires réalisées sur les gammares et sur les sources de nourriture (litière de posidonies et biofilm de vitres), des analyses lipidiques et en acide gras pourraient alors être réalisées tant sur les sources de nourriture que sur les consommateurs pour identifier les profils en acides gras des uns et des autres et améliorer la compréhension du réseau trophique de *G. aequicauda* dans ce milieu expérimental particulier.

En ce qui concerne les mesures de respirométrie, les résultats obtenus ne doivent pas éluder le fait que la température est un facteur de stress pour *G. aequicauda* et que des mécanismes physiologiques adaptatifs énergivores existent chez ce gammare à condition qu'il puisse disposer de ressources énergétiques suffisantes. Dans le cas de cette expérimentation en milieu captif mimant le milieu naturel, les taux de respiration démontrés par *G. aequicauda* peuvent être considérés comme faibles vis-à-vis de mesures réalisées chez des gammares nourris avec des sources alimentaires maîtrisées et nettement plus énergétiques que de la litière de posidonies. Les amphipodes impliqués dans cette expérimentation ont-ils démontrés des taux de consommation en oxygène typiques d'une alimentation basée sur de la litière de posidonies ou leurs réserves énergétiques étaient-elles suffisantes ? Les respirométries réalisées au terme des protocoles suggérés ci-dessus apporteront-elles déjà des réponses à ces questions ou peut-être en susciteront-elles d'autres ?

L'expérimentation menée dans le cadre de cette étude révèle toute la complexité physiologique de *G. aequicauda* surtout lorsque cette espèce est connue pour ingérer des quantités importantes de litière de *P. oceanica*, une ressource alimentaire contenant un pourcentage de carbone important ($23,5 \pm 5,1$ % en moyenne) composé de lignine réfractaire à la digestion et d'un pourcentage réduit d'azote ($0,6 \pm 0,2$ % en moyenne). Même si ce protocole n'a pas permis de répondre aux questions initialement posées, il a mis en lumière toute la complexité du régime alimentaire de *G. aequicauda* dans un milieu expérimental tel que le nôtre. Les analyses élémentaires et isotopiques ont révélé toute la plasticité alimentaire dont est capable ce gammaridé lorsqu'il doit satisfaire ses besoins énergétiques surtout face à une ressource alimentaire en quantité décroissante avec un rapport C/N qui la catégorise parmi celles ayant une faible qualité nutritionnelle. Les mesures de respirométrie effectuées ont démontré toute la difficulté de tenter de comparer les résultats obtenus avec d'autres études et toute la complexité d'interprétation de ces résultats tant du point de vue de la physiologie respiratoire des animaux observés que des capacités métaboliques de ceux-ci à pouvoir exprimer leurs aptitudes adaptatives face aux conditions de stress thermique par exemple.

6 Bibliographie

- Adams, T. S., & Sterner, R. W. (2000). The effect of dietary nitrogen content on trophic level ^{15}N enrichment. *Limnology and Oceanography*, 45(3), 601-607.
<https://doi.org/10.4319/lo.2000.45.3.0601>
- Angilletta, M. J., Jr., Steury, T. D., & Sears, M. W. (2004). Temperature, Growth Rate, and Body Size in Ectotherms : Fitting Pieces of a Life-History Puzzle1. *Integrative and Comparative Biology*, 44(6), 498-509. <https://doi.org/10.1093/icb/44.6.498>
- Barnard, J. L., & Karaman, G. S. (1991). The families and genera of marine gammaridean Amphipoda (except marine gammaroids). Part 1. *Records of the Australian Museum, Supplement*, 13(1), 1-417.
<https://doi.org/10.3853/j.0812-7387.13.1991.91>
- Barnes, C., & Jennings, S. (2007). Effect of temperature, ration, body size and age on sulphur isotope fractionation in fish. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, 21(8), 1461-1467.
<https://doi.org/10.1002/rcm.2982>
- Barnes, C., Sweeting, C. J., Jennings, S., Barry, J. T., & Polunin, N. V. C. (2007). Effect of temperature and ration size on carbon and nitrogen stable isotope trophic fractionation. *Functional Ecology*, 21(2), 356-362. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2006.01224.x>
- Bellan-Santini, D. (1999). Ordre des Amphipodes. In *Traite de Zoologie: Vol. Tome VII – Fascicule III A Crustaces Peracarides*. (p. 93-176).
- Bellan-Santini, D., & Ruffo, S. (2003). Biogeography of benthic marine Amphipods in Mediterranean Sea. *Biogeographia – The Journal of Integrative Biogeography*, 24. <https://doi.org/10.21426/B6110176>
- Belle, S., Hiltunen, E., Nilsson, J. L., & Goedkoop, W. (2020). Effects of temperature on food isotopic integrity and trophic fractionation in *Chironomus riparius* in laboratory experiments. *Hydrobiologia*, 847(5), 1257-1267. <https://doi.org/10.1007/s10750-020-04180-7>
- Biandolino, F., & Prato, E. (2006). A preliminary investigation of the lipids and fatty acids composition of *Gammarus aequicauda* (Crustacea : Amphipoda) and its main food source. 86(2), 345-348.

- Brown, J. H., Gillooly, J. F., Allen, A. P., Savage, V. M., & West, G. B. (2004). Toward a Metabolic Theory of Ecology. *Ecology*, *85*(7), 1771-1789. <https://doi.org/10.1890/03-9000>
- Brugnoli, E., & Farquhar, G. D. (2000). Photosynthetic Fractionation of Carbon Isotopes. In R. C. Leegood, T. D. Sharkey, & S. von Caemmerer (Éds.), *Photosynthesis : Physiology and Metabolism* (p. 399-434). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/0-306-48137-5_17
- Canseco, J. A., Niklitschek, E. J., & Harrod, C. (2022). Variability in $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ trophic discrimination factors for teleost fishes : A meta-analysis of temperature and dietary effects. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, *32*(2), 313-329. <https://doi.org/10.1007/s11160-021-09689-1>
- Clarke, A., Skadsheim, A., & Holmes, L. J. (1985). Lipid biochemistry and reproductive biology in two species of Gammaridae (Crustacea : Amphipoda). *Marine Biology*, *88*(3), 247-263. <https://doi.org/10.1007/BF00392587>
- Coat, S., Monti, D., Legendre, P., Bouchon, C., Massat, F., & Lepoint, G. (2011). Organochlorine pollution in tropical rivers (Guadeloupe) : Role of ecological factors in food web bioaccumulation. *Environmental Pollution*, *159*(6), 1692-1701. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2011.02.036>
- Cocheret de la Morinière, E., Pollux, B. J. A., Nagelkerken, I., & van der Velde, G. (2003). Diet shifts of Caribbean grunts (Haemulidae) and snappers (Lutjanidae) and the relation with nursery-to-coral reef migrations. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, *57*(5), 1079-1089. [https://doi.org/10.1016/S0272-7714\(03\)00011-8](https://doi.org/10.1016/S0272-7714(03)00011-8)
- Connolly, R. M., Guest, M. A., Melville, A. J., & Oakes, J. M. (2004). Sulfur stable isotopes separate producers in marine food-web analysis. *Oecologia*, *138*(2), 161-167. <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1415-0>
- Coplen, T. B. (2011). Guidelines and recommended terms for expression of stable-isotope-ratio and gas-ratio measurement results. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, *25*(17), 2538-2560. <https://doi.org/10.1002/rcm.5129>
- Cottin, D., Foucreau, N., Hervant, F., & Piscart, C. (2015). Differential regulation of hsp70 genes in the freshwater key species Gammarus pulex (Crustacea, Amphipoda) exposed to thermal stress : Effects

of latitude and ontogeny. *Journal of Comparative Physiology B*, 185(3), 303-313.
<https://doi.org/10.1007/s00360-014-0885-1>

Delgado, L., Guerao, G., & Ribera, C. (2011). Effects of Different Salinities on Juvenile Growth of *Gammarus aequicauda* (Malacostraca: Amphipoda). *International Journal of Zoology*, 2011, e248790. <https://doi.org/10.1155/2011/248790>

DeNiro, M. J., & Epstein, S. (1981). Influence of diet on the distribution of nitrogen isotopes in animals. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 45(3), 341-351. [https://doi.org/10.1016/0016-7037\(81\)90244-1](https://doi.org/10.1016/0016-7037(81)90244-1)

Ferreira, V., Gonçalves, A. L., Godbold, D. L., & Canhoto, C. (2010). Effect of increased atmospheric CO₂ on the performance of an aquatic detritivore through changes in water temperature and litter quality. *Global Change Biology*, 16(12), 3284-3296. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2009.02153.x>

Foucreau, N., Cottin, D., Piscart, C., & Hervant, F. (2014). Physiological and metabolic responses to rising temperature in *Gammarus pulex* (Crustacea) populations living under continental or Mediterranean climates. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 168, 69-75. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2013.11.006>

Fry, B. (2006). *Stable Isotope Ecology*. Springer. <https://doi.org/10.1007/0-387-33745-8>

Galic, N., & Forbes, V. E. (2017). Effects of temperature on the performance of a freshwater amphipod. *Hydrobiologia*, 785(1), 35-46. <https://doi.org/10.1007/s10750-016-2901-9>

Gergs, R., & Rothhaupt, K.-O. (2008). Feeding rates, assimilation efficiencies and growth of two amphipod species on biodeposited material from zebra mussels. *Freshwater Biology*, 53(12), 2494-2503. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2008.02077.x>

Gitan.ulg.ac.be- *bdRACE_watertemp_OPT01*. (s. d.). [Logiciel].
http://www.gitan.ulg.ac.be/race/graphique/bdRACE_watertemp_OPT01_.php

Greze, I. I. (1977). Life Cycle of *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931) in the Black Sea. *Crustaceana. Supplement*, 4, 88-90.

- Hervant, F., Mathieu, J., Barré, H., Simon, K., & Pinon, C. (1997). Comparative study on the behavioral, ventilatory, and respiratory responses of hypogean and epigean crustaceans to long-term starvation and subsequent feeding. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, *118*(4), 1277-1283. [https://doi.org/10.1016/S0300-9629\(97\)00047-9](https://doi.org/10.1016/S0300-9629(97)00047-9)
- Ipek, M., & Özbek, M. (2022). Freshwater amphipod species of western anatolia, marmara and turkish thrace regions. *Aquatic Sciences and Engineering*, *37*(2), Article 2. <https://doi.org/10.26650/ASE20211000523>
- Issartel, J., Hervant, F., Voituron, Y., Renault, D., & Vernon, P. (2005). Behavioural, ventilatory and respiratory responses of epigean and hypogean crustaceans to different temperatures. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, *141*(1), 1-7. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2005.02.013>
- Kevrekidis, T., Kourakos, G., & Boubonari, T. (2009). Life History, Reproduction, Growth, Population Dynamics and Production of *Gammarus aequicauda* (Crustacea : Amphipoda) at Extremely Low Salinities in a Mediterranean Lagoon. *International Review of Hydrobiology*, *94*(3), 308-325. <https://doi.org/10.1002/iroh.200811097>
- Lepoint, G., Cox, A.-S., Dauby, P., Poulicek, M., & Gobert, S. (2006). Food sources of two detritivore amphipods associated with the seagrass *Posidonia oceanica* leaf litter. *Marine Biology Research*, *2*(5). <https://doi.org/10.1080/17451000600962797>
- Lepoint, G., Jacquemart, J., Bouquegneau, J.-M., Demoulin, V., & Gobert, S. (2007). Field Measurements of Inorganic Nitrogen Uptake by Epiflora Components of the Seagrass *Posidonia Oceanica* (monocotyledons, Posidoniaceae)1. *Journal of Phycology*, *43*(2), 208-218. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2007.00322.x>
- Macneil, C., Dick, J. T. A., & Elwood, R. W. (1997). The Trophic Ecology of Freshwater *Gammarus* Spp. (Crustacea:amphipoda) : Problems and Perspectives Concerning the Functional Feeding Group Concept. *Biological Reviews*, *72*(3), 349-364. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.1997.tb00017.x>

- Macneil, C., Dick, J. T. A., & Elwood, R. W. (1999). The dynamics of predation on *Gammarus* spp. (Crustacea : Amphipoda). *Biological Reviews*, 74(4), 375-395. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.1999.tb00035.x>
- Masclaux, H., & Richoux, N. B. (2017). Effects of temperature and food quality on isotopic turnover and discrimination in a cladoceran. *Aquatic Ecology*, 51(1), 33-44. <https://doi.org/10.1007/s10452-016-9592-1>
- Mateo, M., & Romero, J. (1997). Detritus dynamics in the seagrass *Posidonia oceanica*: elements for an ecosystem carbon and nutrient budget. *Marine Ecology Progress Series*, 151, 43-53. <https://doi.org/10.3354/meps151043>
- McCutchan Jr, J. H., Lewis Jr, W. M., Kendall, C., & McGrath, C. C. (2003). Variation in trophic shift for stable isotope ratios of carbon, nitrogen, and sulfur. *Oikos*, 102(2), 378-390. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0706.2003.12098.x>
- Michel, L. N., Dauby, P., Gobert, S., Graeve, M., Nyssen, F., Thelen, N., & Lepoint, G. (2015). Dominant amphipods of *Posidonia oceanica* seagrass meadows display considerable trophic diversity. *Marine Ecology*, 36(4), 969-981. <https://doi.org/10.1111/maec.12194>
- Mill, A. C., Pinnegar, J. K., & Polunin, N. V. C. (2007). Explaining Isotope Trophic-Step Fractionation : Why Herbivorous Fish Are Different. *Functional Ecology*, 21(6), 1137-1145.
- Newsome, S. D., Martinez del Rio, C., Bearhop, S., & Phillips, D. L. (2007). A niche for isotopic ecology. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 5(8), 429-436. <https://doi.org/10.1890/060150.1>
- Pedersen, M., Serrano, O., Mateo, M., & Holmer, M. (2011). Temperature effects on decomposition of a *Posidonia oceanica* mat. *Aquatic Microbial Ecology*, 65(2), 169-182. <https://doi.org/10.3354/ame01543>
- Peterson, B. J., & Fry, B. (1987). Stable Isotopes in Ecosystem Studies. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 18(1), 293-320. <https://doi.org/10.1146/annurev.es.18.110187.001453>

- Phillips, D. L., Inger, R., Bearhop, S., Jackson, A. L., Moore, J. W., Parnell, A. C., Semmens, B. X., & Ward, E. J. (2014). Best practices for use of stable isotope mixing models in food-web studies. *Canadian Journal of Zoology*, 92(10), 823-835. <https://doi.org/10.1139/cjz-2014-0127>
- Post, D. M. (2002). Using Stable Isotopes to Estimate Trophic Position: Models, Methods, and Assumptions. *Ecology*, 83(3), 703-718. [https://doi.org/10.1890/0012-9658\(2002\)083\[0703:USITET\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/0012-9658(2002)083[0703:USITET]2.0.CO;2)
- Power, M., Guiguer, K. R. R. A., & Barton, D. R. (2003). Effects of temperature on isotopic enrichment in *Daphnia magna*: Implications for aquatic food-web studies. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, 17(14), 1619-1625. <https://doi.org/10.1002/rcm.1094>
- Prado, P., Alcoverro, T., & Romero, J. (2008). Seasonal response of *Posidonia oceanica* epiphyte assemblages to nutrient increase. *Marine Ecology Progress Series*, 359, 89-98. <https://doi.org/10.3354/meps07438>
- Prato, E., & Biandolino, F. (2003). Seasonal changes in population of the Amphipod *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931). *Mediterranean Marine Science*, 4(1), Article 1. <https://doi.org/10.12681/mms.240>
- Prato, E., & Biandolino, F. (2005). *Gammarus aequicauda* (Crustacea: Amphipoda): A potential test species in marine sediment toxicity assessment. *Aquatic Ecosystem Health & Management*, 8(4), 475-482. <https://doi.org/10.1080/14634980500362213>
- Prato, E., & Biandolino, F. (2009). Factors influencing the sensitivity of *Gammarus aequicauda* population from Mar Piccolo in Taranto (Southern Italy). *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72(3), 770-774. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2007.12.020>
- Prato, E., Biandolino, F., & Scardicchio, C. (2008). Implications for Toxicity Tests with Amphipod *Gammarus Aequicauda*: Effects of Temperature and Salinity on Life Cycle. *Environmental Technology*, 29(12), 1349-1356. <https://doi.org/10.1080/09593330802379482>
- Regnault, M. (1986). Excrétion d'azote chez les crustacés: Influence de l'état physiologique. *Cahiers de biologie marine*, Vol.27(3), p.361-373. <https://doi.org/10.21411/CBM.A.63F4714E>

- Remy, F. (2016). *Characterization, dynamics and trophic ecology of macrofauna associated to seagrass macrophytodetritus accumulations (Calvi Bay, Mediterranean Sea)* [ULiège - Université de Liège]. <https://orbi.uliege.be/handle/2268/195829>
- Remy, F., Darchambeau, F., Melchior, A., & Lepoint, G. (2017). Impact of food type on respiration, fractionation and turnover of carbon and nitrogen stable isotopes in the marine amphipod *Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 486, 358-367. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2016.10.031>
- Remy, F., Michel, L. N., Mascart, T., De Troch, M., & Lepoint, G. (2021). Trophic ecology of macrofauna inhabiting seagrass litter accumulations is related to the pulses of dead leaves. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 252, 107300. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2021.107300>
- Schilder, J., Tellenbach, C., Möst, M., Spaak, P., van Hardenbroek, M., Wooller, M. J., & Heiri, O. (2015). The stable isotopic composition of *Daphnia ephippia* reflects changes in $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{18}\text{O}$ values of food and water. *Biogeosciences*, 12(12), 3819-3830. <https://doi.org/10.5194/bg-12-3819-2015>
- Schindler, D. W. (1968). Feeding, Assimilation and Respiration Rates of *Daphnia magna* Under Various Environmental Conditions and their Relation to Production Estimates. *Journal of Animal Ecology*, 37(2), 369-385. <https://doi.org/10.2307/2954>
- Semsar-kazerouni, M., Boerrigter, J. G. J., & Verberk, W. C. E. P. (2020). Changes in heat stress tolerance in a freshwater amphipod following starvation : The role of oxygen availability, metabolic rate, heat shock proteins and energy reserves. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 245, 110697. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2020.110697>
- Semsar-kazerouni, M., & Verberk, W. C. (2018). It's about time : Linkages between heat tolerance, thermal acclimation and metabolic rate at different temporal scales in the freshwater amphipod *Gammarus fossarum* Koch, 1836. *Journal of Thermal Biology*, 75, 31-37. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2018.04.016>
- Sturaro, N. (2012). *Multiscale variability of amphipod assemblages in Posidonia oceanica meadows : A comparison between different protection levels*. <https://orbi.uliege.be/handle/2268/129454>

- Toman, M. J., & Dall, P. C. (1998). Respiratory Levels and Adaptations in Four Freshwater Species of *Gammarus* (Crustacea : Amphipoda). *International Review of Hydrobiology*, 83(3), 251-263. <https://doi.org/10.1002/iroh.19980830308>
- Väinölä, R., Witt, J. D. S., Grabowski, M., Bradbury, J. H., Jazdzewski, K., & Sket, B. (2008). Global diversity of amphipods (Amphipoda; Crustacea) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595(1), 241-255. <https://doi.org/10.1007/s10750-007-9020-6>
- Vander Zanden, M. J., Clayton, M. K., Moody, E. K., Solomon, C. T., & Weidel, B. C. (2015). Stable Isotope Turnover and Half-Life in Animal Tissues : A Literature Synthesis. *PLOS ONE*, 10(1), e0116182. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0116182>
- Vanderklift, M. A., & Ponsard, S. (2003). Sources of variation in consumer-diet $\delta^{15}\text{N}$ enrichment : A meta-analysis. *Oecologia*, 136(2), 169-182. <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1270-z>
- Vermeulen, S., Sturaro, N., Gobert, S., Bouquegneau, J. M., & Lepoint, G. (2011). Potential early indicators of anthropogenically derived nutrients : A multiscale stable isotope analysis. *Marine Ecology. Progress Series (Halstenbek)*, 422, 9-22. <https://doi.org/10.3354/meps08919>
- Vizzini, S., Sarà, G., Mateo, M. A., & Mazzola, A. (2003). $\Delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ variability in *Posidonia oceanica* associated with seasonality and plant fraction. *Aquatic Botany*, 76(3), 195-202. [https://doi.org/10.1016/S0304-3770\(03\)00052-4](https://doi.org/10.1016/S0304-3770(03)00052-4)
- Whiteley, N. M., Rastrick, S. P. S., Lunt, D. H., & Rock, J. (2011). Latitudinal variations in the physiology of marine gammarid amphipods. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 400(1), 70-77. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2011.02.027>
- World Amphipoda Database—Gammarus aequicauda* (Martynov, 1931). (s. d.). Consulté 3 janvier 2023, à l'adresse <https://www.marinespecies.org/amphipoda/aphia.php?p=taxdetails&id=102270>

7 Annexes

7.1 Résultats des analyses élémentaires et isotopiques

7.1.1 Résultats des analyses élémentaires et isotopiques sur les sources de nourriture

7.1.1.1 Litière de *Posidonia oceanica*

Type	Numéro	Température	Date	Poids Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
P	1	20	27 01	5,08	2,55	-10,09	11,93	0,47	22,04	1,05	46,89
P	2	20	27 01	10,78	3,43	-12,04	10,51	0,31	9,73	1,65	31,39
P	3	20	27 01	5,30	3,43	-12,41	11,78	0,73	26,30	0,88	36,03
P	4	20	27 01	2,50	2,77	-11,62	11,92	0,66	27,62	1,06	41,85
P	5	20	27 01	5,19	2,84	-10,57	12,30	0,53	16,75	1,16	31,60
P	6	15	25 02	5,00	2,05	-12,55	10,70	0,61	32,58	0,60	53,41
P	7	15	25 02	2,60	2,86	-12,53	11,67	0,66	29,35	0,50	44,47
P	8	15	25 02	5,03	2,01	-14,29	8,35	0,60	27,76	0,88	46,27
P	9	15	25 02	5,13	1,95	-14,25	10,87	0,58	28,54	0,61	49,21
P	10	15	25 02	6,01	3,43	-10,23	9,88	0,55	30,55	0,71	55,55
P	11	12	25 03	5,32	1,57	-14,19	10,72	0,70	27,10	0,83	38,71
P	12	12	25 03	5,73	2,51	-14,43	9,08	0,63	28,20	0,91	44,76
P	13	12	25 03	5,36	2,56	-13,50	11,49	0,47	19,18	1,24	40,81
P	14	12	25 03	5,16	1,96	-14,04	7,41	0,68	25,91	1,06	38,10
P	15	12	25 03	5,09	1,97	-14,98	10,05	0,50	19,49	1,37	38,98
P	16	15	22 04	5,37	1,94	-13,25	9,94	0,58	26,75	0,75	46,12
P	17	15	22 04	4,38	2,27	-15,24	9,94	1,02	27,29	0,86	26,75
P	18	15	22 04	5,08	2,50	-13,93	11,34	0,67	20,95	1,13	31,27
P	19	15	22 04	5,10	1,81	-11,84	9,57	0,53	25,09	0,81	47,34
P	20	15	22 04	5,49	2,04	-12,43	7,69	0,59	27,27	0,89	46,22
P	21	20	19 05	6,02	2,87	-11,91	11,44	0,54	20,31	1,13	37,61
P	22	20	19 05	5,54	3,37	-11,71	12,00	0,53	23,89	1,02	45,08
P	23	20	19 05	5,78	2,37	-13,89	12,08	0,48	17,03	1,21	35,48
P	24	20	19 05	5,83	2,57	-12,14	10,79	0,60	21,10	1,24	35,17
P	25	20	19 05	5,64	2,55	-14,59	10,03	0,59	18,61	1,24	31,54
P	26	25	23 06	5,23	2,31	-14,26	8,33	0,58	24,55	0,82	42,33
P	27	25	23 06	2,24	3,81	-12,94	10,01	1,18	24,33	1,29	20,62
P	28	25	23 06	5,50	3,83	-13,19	10,34	0,84	20,53	1,23	24,44
P	29	25	23 06	5,52	3,58	-11,00	9,80	0,60	24,72	1,21	41,20
P	30	25	23 06	6,12	4,13	-16,38	10,57	0,86	17,06	1,47	19,84
P	31	25	23 06	5,65	2,18	-13,08	9,90	0,37	17,36	1,36	46,92

7.1.1.2 Sédiment

Type	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
S	1	20	27 01	5,30	2,42	-14,45	7,86	0,62	15,91	1,43	25,66
S	2	20	27 01	5,49	3,03	-14,98	7,12	0,50	9,69	1,34	19,38
S	3	20	27 01	5,87	1,57	-13,25	-1,23	0,13	2,97	0,55	22,85
S	4	15	25 02	5,65	2,10	-13,89	6,68	0,25	6,57	1,24	26,28
S	5	15	25 02	5,61	2,90	-14,92	3,05	0,47	10,78	1,39	22,94
S	6	15	25 02	6,05	2,32	-14,25	8,21	0,41	11,68	1,51	28,49
S	7	15	25 02	6,07	3,06	-14,64	6,76	0,45	10,18	1,92	22,62
S	8	15	25 02	5,90	2,96	-14,15	5,63	0,48	11,54	1,29	24,04
S	9	12	25 03	5,50	2,39	-15,24	7,66	0,33	7,12	1,70	21,58
S	10	12	25 03	5,50	3,04	-14,91	4,54	0,50	11,72	1,58	23,44
S	11	12	25 03	6,61	2,06	-13,69	5,58	0,44	10,16	1,42	23,09
S	12	12	25 03	5,85	2,02	-16,24	-5,04	0,15	2,76	1,69	18,40
S	13	12	25 03	5,50	1,27	-14,86	7,64	0,32	6,79	2,00	21,22
S	14	15	22 04	6,41	2,58	-13,43	5,91	0,42	13,03	1,31	31,02
S	15	15	22 04	6,63	2,48	-13,80	7,32	0,40	11,49	1,55	28,73
S	16	15	22 04	5,38	2,28	-13,85	4,69	0,39	11,80	1,41	30,26
S	17	15	22 04	6,32	2,29	-13,52	2,31	0,32	8,38	0,83	26,19
S	18	15	22 04	6,80	1,62	-13,40	0,09	0,06	1,65	0,72	27,50
S	19	20	19 05	7,82	2,73	-12,67	-1,91	0,22	5,85	0,68	26,59
S	20	20	19 05	6,20	2,35	-13,73	7,51	0,39	10,50	1,33	26,92
S	21	20	19 05	6,00	2,57	-13,41	4,08	0,48	11,75	1,27	24,48
S	22	20	19 05	6,78	1,58	-9,78	5,19	0,19	6,51	0,77	34,26
S	23	20	19 05	6,07	2,67	-11,00	5,01	0,29	9,12	0,87	31,45
S	24	25	23 06	6,42	2,32	-11,64	5,32	0,31	9,47	0,97	30,55
S	25	25	23 06	5,37	2,01	-13,75	7,53	0,41	10,80	1,55	26,34
S	27	25	23 06	5,89	0,25	-12,04	-4,41	0,04	1,32	0,53	33,00
S	28	25	23 06	6,20	2,09	-12,17	4,28	0,17	5,50	0,72	32,35
S	29	25	23 06	6,50	1,86	-11,16	1,82	0,09	3,36	0,44	37,33
S	30	25	23 06	7,30	2,69	-13,66	6,34	0,44	11,15	1,39	25,34

7.1.1.3 Biofilm des vitres de l'aquarium

Type	Numéro	Température	Date	Poids				N [%]	C [%]	S [%]	C/N
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)				
V	1	20	27 01	2,79	4,84	-29,07	11,13	3,29	25,55	1,52	7,77
V	2	20	27 01	2,87	5,08	-27,95	11,19	3,27	25,58	1,61	7,82
V	3	20	27 01	2,48	5,71	-26,95	10,68	2,67	26,83	2,05	10,05
V	4	20	27 01	1,87	4,71	-38,02	10,51	0,00	12,23	0,18	#DIV/0!
V	5	20	27 01	2,87	4,56	-31,16	10,61	3,70	26,34	2,06	7,12
V	6	15	25 02	2,46	4,73	-30,54	9,95	3,53	25,80	1,87	7,31
V	7	15	25 02	3,24	5,07	-30,70	10,78	3,98	27,76	1,70	6,97
V	8	15	25 02	2,88	5,23	-29,04	10,56	3,17	26,25	1,54	8,28
V	9	15	25 02	2,64	5,32	-28,13	11,33	2,89	27,64	1,63	9,56
V	10	15	25 02	2,66	4,95	-27,03	11,17	3,46	26,18	1,44	7,57
V	10	15	25 02	2,81	5,03	-27,39	10,63	3,29	25,16	1,54	7,65
V	11	12	25 03	2,58	5,04	-31,34	11,07	0,72	4,63	1,84	6,43
V	12	12	25 03	2,47	4,86	-33,43	11,60	1,28	8,30	1,59	6,48
V	13	12	25 03	3,19	7,45	-28,80	11,04	0,64	3,95	1,70	6,17
V	14	12	25 03	2,50	5,26	-31,53	11,37	3,05	19,14	1,99	6,28
V	15	12	25 03	2,46	5,86	-27,05	12,66	2,71	32,50	1,38	11,99
V	16	15	22 04	2,58	6,74	-27,48	11,58	0,35	2,45	1,89	7,00
V	17	15	22 04	2,67	6,20	-29,61	11,84	0,84	5,75	1,94	6,85
V	18	15	22 04	2,02	5,06	-31,14	13,07	22,11	70,55	1,45	3,19
V	19	15	22 04	2,71	5,46	-30,16	11,62	0,57	3,46	1,61	6,07
V	20	15	22 04	2,85	5,33	-28,52	11,69	1,58	11,61	1,45	7,35
V	21	20	19 05	3,60	8,51	-26,52	11,52	0,82	5,75	2,14	7,01
V	22	20	19 05	2,58	7,42	-27,62	11,94	0,96	6,48	1,96	6,75
V	23	20	19 05	2,46	6,19	-28,24	12,34	0,51	3,11	3,05	6,10
V	24	20	19 05	2,89	7,62	-28,31	12,29	0,62	4,32	1,23	6,97
V	25	20	19 05	2,74	6,87	-32,76	11,51	1,14	6,91	3,61	6,06
V	26	25	23 06	2,52	8,36	-25,91	11,53	0,79	5,51	1,53	6,97
V	27	25	23 06	3,30	6,73	-27,66	13,07	0,21	1,40	0,83	6,67
V	28	25	23 06	3,23	8,66	-25,92	11,17	0,61	4,09	1,63	6,70
V	29	25	23 06	2,93	2,87	-26,98	12,71	0,17	1,12	1,02	6,59
V	30	25	23 06	2,67	6,98	-24,96	13,42	0,42	3,12	1,08	7,43
V	31	25	23 06	3,54	9,03	-27,12	12,74	0,30	1,94	0,82	6,47

7.1.2 Résultats des analyses élémentaires et isotopiques sur les individus de *Gammarus aequicauda*

7.1.2.1 Les femelles de *Gammarus aequicauda*

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
F	1	20	27 01	3,13	4,60	-20,57	9,82	6,74	27,45	0,92	4,07
F	2	20	27 01	2,57	4,29	-12,54	10,01	6,59	25,70	0,92	3,90
F	3	20	27 01	3,15	4,42	-18,76	12,02	5,76	22,91	0,99	3,98
F	4	20	27 01	2,72	5,82	-23,12	11,58	5,92	26,42	1,07	4,46
F	5	20	27 01	3,48	4,98	-24,49	12,14	6,78	29,15	0,95	4,30
F	6	15	31 01	3,13	4,28	-12,83	10,62	6,67	26,91	1,11	4,03
F	7	15	31 01	3,04	4,17	-12,95	10,13	6,95	28,90	1,08	4,16
F	8	15	31 01	2,85	4,13	-11,32	8,17	7,33	27,74	0,97	3,78
F	9	15	31 01	2,72	4,14	-15,62	8,05	6,80	27,18	1,19	4,00
F	10	15	31 01	3,32	4,90	-22,35	10,95	6,77	28,64	1,38	4,23
F	11	15	03 02	2,93	4,83	-22,59	11,61	7,02	30,41	1,35	4,33
F	12	15	03 02	2,87	4,23	-16,09	9,85	6,95	29,90	1,31	4,30
F	13	15	03 02	3,10	4,77	-21,79	11,56	7,37	30,42	1,18	4,13
F	14	15	03 02	3,37	4,66	-19,82	11,74	6,75	29,92	0,94	4,43
F	15	15	03 02	2,91	5,20	-24,39	12,36	6,96	30,42	1,55	4,37
F	16	15	11 02	3,04	4,64	-16,76	10,29	6,44	26,97	1,03	4,19
F	17	15	11 02	3,41	4,29	-16,28	10,45	6,00	25,50	1,03	4,25
F	18	15	11 02	2,81	4,32	-15,85	11,14	6,45	27,12	1,33	4,20
F	19	15	11 02	2,88	4,68	-17,72	10,68	6,34	26,88	0,93	4,24
F	20	15	11 02	3,10	4,72	-21,41	12,03	6,79	29,10	1,24	4,29
F	22	15	17 02	3,02	4,87	-22,14	10,22	6,34	25,08	1,47	3,96
F	23	15	17 02	2,68	5,07	-19,00	9,70	7,17	31,27	1,12	4,36
F	24	15	17 02	3,04	4,81	-21,71	11,14	5,97	25,32	1,14	4,24
F	25	15	17 02	2,87	4,51	-14,64	7,88	7,31	30,26	0,92	4,14
F	26	15	17 02	3,30	4,91	-19,18	10,63	6,41	27,36	1,03	4,27
F	26	15	24 02	2,96	5,02	-16,47	10,91	5,63	24,52	1,12	4,36
F	27	15	24 02	1,80	4,93	-18,80	11,34	6,87	29,72	1,15	4,33
F	28	15	24 02	1,90	4,74	-16,25	9,39	6,27	25,62	0,74	4,09
F	29	15	24 02	2,02	4,98	-16,58	8,18	6,04	27,43	0,91	4,54
F	30	15	24 02	3,16	6,14	-18,71	11,11	5,68	25,80	1,38	4,54
F	31	15	24 02	1,88	5,22	-15,74	8,43	5,79	23,64	1,17	4,08

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
F	32	12	28 02	3,02	5,12	-19,71	12,58	6,76	28,11	1,14	4,16
F	33	12	28 02	2,67	4,46	-18,87	10,13	6,80	28,70	1,28	4,22
F	34	12	28 02	2,58	4,83	-18,61	10,96	6,88	28,36	1,06	4,12
F	35	12	28 02	2,28	5,68	-23,27	11,40	6,82	27,90	0,99	4,09
F	36	12	28 02	2,08	4,34	-15,26	10,86	7,75	31,60	1,22	4,08
F	37	12	03 03	1,93	5,24	-20,01	11,39	7,85	30,35	1,21	3,87
F	38	12	03 03	2,80	4,90	-20,26	10,28	6,68	28,03	1,18	4,20
F	39	12	03 03	3,30	4,48	-19,22	12,15	6,38	26,58	1,06	4,17
F	40	12	03 03	2,78	5,03	-18,51	10,68	6,61	26,73	1,16	4,04
F	41	12	03 03	2,23	4,99	-21,61	11,07	7,47	32,85	1,45	4,40
F	42	12	10 03	2,73	4,59	-18,05	9,02	6,37	27,60	1,08	4,33
F	43	12	10 03	2,45	4,66	-18,41	8,75	6,62	27,88	0,82	4,21
F	44	12	10 03	2,58	4,06	-14,62	8,56	6,95	28,24	1,46	4,06
F	45	12	10 03	2,22	4,34	-15,72	8,60	6,34	26,27	1,30	4,14
F	46	12	10 03	2,63	4,54	-18,28	8,52	6,63	28,18	1,15	4,25
F	47	12	17 03	2,73	5,54	-22,41	10,48	6,65	28,43	1,44	4,28
F	48	12	17 03	2,71	5,28	-21,23	10,27	6,44	29,40	0,59	4,57
F	49	12	17 03	2,98	4,52	-17,29	11,10	5,87	25,68	0,98	4,37
F	50	12	17 03	2,84	5,02	-22,25	9,10	6,04	30,22	0,77	5,00
F	51	12	17 03	2,64	4,61	-18,52	8,99	6,86	29,81	1,13	4,35
F	52	12	24 03	2,71	4,86	-20,26	9,82	6,70	28,99	1,25	4,33
F	53	12	24 03	2,66	5,23	-22,17	11,35	7,16	30,85	1,43	4,31
F	54	12	24 03	3,02	5,12	-22,34	11,73	6,99	30,80	1,21	4,41
F	55	12	24 03	3,49	5,02	-23,30	11,60	6,30	28,45	1,03	4,52
F	56	12	24 03	3,59	4,55	-18,27	11,84	5,91	24,58	1,22	4,16
F	57	12	24 03	2,96	5,11	-21,47	10,97	7,17	30,41	1,22	4,24
F	58	15	28 03	2,72	4,48	-17,35	9,92	5,89	24,79	1,07	4,21
F	59	15	28 03	2,59	4,21	-14,66	8,40	6,81	28,26	1,44	4,15
F	60	15	28 03	2,93	4,67	-19,13	11,58	7,04	30,83	1,12	4,38
F	61	15	28 03	3,13	5,27	-23,83	9,48	6,76	30,75	1,22	4,55
F	62	15	28 03	2,64	5,79	-24,74	11,83	8,03	34,75	1,34	4,33
F	63	15	31 03	2,60	5,30	-23,47	11,08	6,91	30,78	1,07	4,45
F	64	15	31 03	2,86	5,06	-21,26	10,48	6,95	31,76	1,01	4,57
F	65	15	31 03	2,79	5,35	-21,75	10,64	7,19	30,99	1,37	4,31
F	66	15	31 03	2,61	5,25	-21,67	9,68	7,11	30,12	1,24	4,24
F	67	15	31 03	3,01	5,16	-23,29	10,88	6,96	31,84	0,93	4,57

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
F	68	15	07 04	3,06	5,54	-27,10	11,59	6,59	29,49	0,62	4,47
F	69	15	07 04	2,77	4,97	-19,01	10,12	7,16	30,81	1,35	4,30
F	70	15	07 04	3,33	4,93	-21,38	9,40	6,47	28,97	1,13	4,48
F	71	15	07 04	3,19	4,95	-23,83	11,24	6,43	29,41	0,80	4,57
F	72	15	07 04	2,33	4,79	-20,29	10,87	6,97	29,81	1,52	4,28
F	73	15	22 04	2,79	5,55	-27,05	11,02	7,54	33,20	0,89	4,40
F	74	15	22 04	2,98	5,44	-23,38	11,41	7,08	29,41	1,02	4,15
F	75	15	22 04	3,10	5,49	-23,28	9,96	7,08	32,28	0,75	4,56
F	76	15	22 04	2,71	5,37	-23,33	11,78	9,61	41,85	1,65	4,35
F	77	15	22 04	3,00	5,20	-21,27	11,10	7,23	29,63	1,18	4,10
F	78	15	22 04	2,63	5,25	-24,85	10,47	7,42	32,43	1,11	4,37
F	79	20	25 04	3,52	5,64	-23,41	9,71	7,12	31,36	1,34	4,40
F	80	20	25 04	3,20	5,62	-25,47	11,37	6,89	31,55	1,33	4,58
F	81	20	25 04	2,80	5,22	-21,28	10,78	6,45	29,98	0,68	4,65
F	82	20	25 04	3,03	5,40	-21,89	10,84	6,46	28,02	1,00	4,34
F	83	20	25 04	2,88	4,75	-17,11	8,47	6,51	27,57	1,16	4,24
F	84	20	29 04	2,79	4,78	-18,41	9,89	6,59	26,89	1,35	4,08
F	85	20	29 04	2,77	5,42	-22,29	10,65	6,94	30,30	1,20	4,37
F	86	20	29 04	2,84	5,31	-20,01	9,40	6,24	27,03	0,70	4,33
F	87	20	29 04	2,99	6,09	-28,25	10,20	6,36	29,76	1,14	4,68
F	88	20	29 04	2,99	5,61	-23,76	10,36	6,76	28,24	1,08	4,18
F	89	20	05 05	3,15	5,71	-20,86	11,02	6,64	26,36	1,21	3,97
F	90	20	05 05	2,83	5,11	-20,03	9,86	7,49	29,63	1,36	3,96
F	91	20	05 05	2,94	6,03	-25,81	11,04	7,27	31,78	1,09	4,37
F	92	20	05 05	3,68	5,36	-21,49	11,46	6,17	26,37	1,16	4,27
F	93	20	05 05	2,83	5,54	-21,50	11,33	7,07	29,36	1,25	4,15
F	94	20	12 05	2,47	6,33	-23,07	12,28	6,79	29,05	1,32	4,28
F	95	20	12 05	2,39	6,23	-22,47	12,05	7,07	29,37	1,16	4,15
F	96	20	12 05	2,74	6,63	-24,62	11,15	7,17	28,85	1,16	4,02
F	97	20	12 05	3,09	5,39	-21,50	10,70	6,90	28,98	1,11	4,20
F	98	20	12 05	2,44	6,54	-23,39	10,67	7,73	31,09	1,13	4,02

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
F	99	20	19 05	2,06	6,40	-22,76	10,46	6,72	26,81	1,03	3,99
F	100	20	19 05	3,00	7,15	-25,41	12,24	6,71	28,17	1,21	4,20
F	101	20	19 05	3,22	6,96	-24,53	10,14	7,59	30,45	1,30	4,01
F	102	20	19 05	3,28	5,63	-20,78	10,87	6,45	26,68	1,18	4,14
F	103	20	19 05		6,01	-21,83	11,59	1,06	4,35	0,23	4,10
F	104	20	19 05	2,99	6,66	-22,97	11,09	7,11	28,84	1,35	4,06
F	105	25	23 05	2,77	5,40	-20,12	8,80	7,04	28,74	1,38	4,08
F	106	25	23 05	2,81	6,10	-23,23	9,94	7,00	29,27	1,46	4,18
F	107	25	23 05	2,76	6,18	-20,72	9,76	6,98	27,05	1,36	3,88
F	108	25	23 05	2,88	5,48	-19,88	7,86	6,47	25,74	1,19	3,98
F	109	25	23 05	2,94	6,46	-21,07	10,85	7,45	29,25	1,64	3,93
F	110	25	27 05	3,23	5,99	-21,48	11,50	6,10	25,38	1,09	4,16
F	112	25	27 05	1,97	6,06	-22,26	9,60	5,57	22,91	0,88	4,11
F	113	25	27 05	2,86	6,76	-23,64	12,00	6,26	24,88	1,17	3,97
F	114	25	27 05	2,87	6,16	-20,00	10,44	6,61	25,47	0,99	3,85
F	115	25	02 06	2,34	5,68	-18,76	6,86	7,17	29,80	1,02	4,16
F	116	25	02 06	2,30	8,14	-24,55	7,38	7,06	27,95	1,34	3,96
F	117	25	02 06	2,99	5,98	-21,01	10,29	6,70	26,26	1,32	3,92
F	118	25	02 06	2,47	6,83	-22,83	8,24	5,83	25,30	0,91	4,34
F	119	25	02 06	1,99	6,76	-22,99	7,84	7,35	29,93	0,80	4,07
F	120	25	09 06	2,76	7,02	-22,26	9,07	7,31	29,98	1,24	4,10
F	121	25	09 06	3,22	6,61	-22,10	10,34	6,28	25,48	1,30	4,06
F	122	25	09 06	2,25	6,12	-21,17	7,69	6,83	27,67	1,31	4,05
F	123	25	09 06	2,81	7,27	-24,38	9,66	6,82	29,45	1,41	4,32
F	124	25	09 06	2,48	7,02	-24,29	9,39	7,19	30,63	1,73	4,26
F	125	25	23 06	2,17	6,26	-20,82	10,20	6,92	26,71	1,64	3,86
F	126	25	23 06	2,60	7,06	-22,42	10,71	6,12	24,00	1,34	3,92
F	127	25	23 06	2,60	7,40	-22,33	8,61	7,41	28,79	1,09	3,89
F	128	25	23 06	2,89	7,24	-24,57	9,79	7,03	27,52	1,20	3,91
F	129	25	23 06	1,53	6,41	-21,66	6,76	7,16	26,97	0,75	3,77

7.1.2.2 Les mâles de *Gammarus aequicauda*

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
M	1	20	27 01	3,07	4,77	-14,10	8,73	6,80	25,06	1,08	3,69
M	2	20	27 01	3,24	3,93	-12,93	9,88	6,04	23,20	1,08	3,84
M	3	20	27 01	2,91	4,35	-13,02	10,54	7,08	27,24	0,91	3,85
M	4	20	27 01	3,42	4,28	-13,25	11,00	6,48	25,87	1,04	3,99
M	5	20	27 01	3,11	4,41	-13,43	9,87	7,62	30,10	1,18	3,95
M	6	20	27 01	2,74	4,57	-13,44	10,31	6,05	22,82	0,79	3,77
M	7	15	31 01	3,04	4,22	-12,83	10,80	6,80	26,97	1,05	3,97
M	8	15	31 01	3,41	4,66	-14,93	10,79	6,47	25,69	0,83	3,97
M	9	15	31 01	3,01	4,46	-12,68	10,10	6,34	24,78	1,10	3,91
M	10	15	31 01	3,03	4,42	-14,18	11,78	6,19	25,29	1,04	4,09
M	11	15	31 01	2,94	4,37	-13,81	9,17	7,12	26,99	1,08	3,79
M	12	15	03 02	3,13	4,47	-16,80	11,79	6,42	24,91	1,10	3,88
M	13	15	03 02	2,83	4,01	-11,98	10,16	6,44	24,81	0,67	3,85
M	14	15	03 02	2,91	3,95	-12,38	7,85	6,80	26,05	0,97	3,83
M	15	15	03 02	2,82	4,54	-12,92	9,92	7,35	27,41	0,81	3,73
M	16	15	03 02	3,79	4,69	-13,68	9,69	7,01	26,75	0,90	3,82
M	17	15	11 02	2,72	4,99	-15,99	8,62	7,73	27,92	1,32	3,61
M	18	15	11 02	3,31	4,03	-14,92	11,10	6,13	24,75	1,17	4,04
M	19	15	11 02	3,31	4,59	-17,21	10,71	6,41	25,29	0,80	3,95
M	20	15	11 02	3,04	4,49	-14,90	10,62	6,31	25,08	1,15	3,97
M	21	15	11 02	3,28	4,89	-16,59	9,47	6,64	25,63	1,03	3,86
M	21	15	17 02	3,17	4,85	-17,30	11,59	5,76	22,48	1,05	3,90
M	22	15	17 02	3,10	5,00	-19,06	10,35	7,32	28,72	0,81	3,92
M	23	15	17 02	2,52	4,79	-16,52	9,66	7,29	29,20	1,02	4,01
M	24	15	17 02	3,09	4,36	-15,86	8,68	6,65	26,56	1,18	3,99
M	25	15	17 02	3,34	4,56	-15,60	11,00	6,37	24,84	1,03	3,90
M	27	15	24 02	1,56	4,58	-14,85	5,65	6,68	25,90	0,95	3,88
M	28	15	24 02	2,17	4,63	-14,75	7,29	6,68	25,47	0,92	3,81
M	29	15	24 02	3,31	4,71	-15,26	9,26	6,60	25,37	0,98	3,84
M	30	15	24 02	2,59	4,50	-18,02	8,76	6,82	25,79	1,14	3,78
M	31	15	24 02	1,33	4,54	-15,81	8,32	9,69	36,49	0,91	3,77
M	32	15	24 02	2,87	4,99	-19,51	9,01	7,38	29,10	0,79	3,94

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids			N [%]	C [%]	S [%]	C/N	
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)					$\delta^{34}\text{S}$ (‰)
M	33	12	28 02	3,33	4,68	-13,18	9,22	6,74	25,65	1,09	3,81
M	34	12	28 02	2,86	4,64	-17,35	8,32	7,35	27,87	1,21	3,79
M	35	12	28 02	2,96	4,44	-13,74	8,24	6,96	27,67	1,13	3,98
M	36	12	28 02	3,29	5,11	-16,79	10,05	6,82	25,67	0,85	3,76
M	37	12	28 02	2,92	5,06	-19,03	10,83	6,58	25,40	0,98	3,86
M	38	12	03 03	2,96	4,42	-13,48	6,90	6,09	23,16	1,02	3,80
M	39	12	03 03	2,68	5,05	-16,64	8,16	6,94	25,72	0,98	3,71
M	40	12	03 03	2,98	4,55	-14,25	10,82	5,94	23,35	0,84	3,93
M	41	12	03 03	3,26	4,88	-13,85	8,57	6,48	24,43	1,06	3,77
M	42	12	03 03	3,09	4,83	-14,66	7,32	6,40	24,74	0,60	3,87
M	43	12	10 03	2,94	4,61	-13,36	7,99	6,90	27,17	0,98	3,94
M	44	12	10 03	2,89	5,08	-19,05	9,67	6,94	26,34	1,20	3,80
M	45	12	10 03	3,37	4,83	-16,17	7,71	6,89	26,61	1,07	3,86
M	46	12	10 03	3,26	4,72	-15,04	7,35	6,81	26,45	1,12	3,88
M	47	12	10 03	2,69	4,73	-19,34	8,89	6,16	24,06	1,04	3,91
M	48	12	17 03	3,19	4,93	-16,20	8,46	6,80	28,47	1,06	4,19
M	49	12	17 03	2,77	4,85	-15,43	7,52	7,82	31,79	1,31	4,07
M	50	12	17 03	2,57	4,87	-18,16	8,05	7,19	28,69	1,11	3,99
M	51	12	17 03	2,69	4,90	-17,90	8,30	7,12	27,91	1,16	3,92
M	52	12	17 03	2,51	4,67	-17,70	8,85	6,96	27,35	1,18	3,93
M	53	12	24 03	3,10	5,16	-18,94	8,51	7,24	27,93	0,79	3,86
M	54	12	24 03	2,55	4,75	-14,96	7,86	8,24	30,80	1,40	3,74
M	55	12	24 05	3,28	5,27	-17,91	10,07	7,58	28,91	1,02	3,81
M	56	12	24 03	2,68	4,90	-17,11	9,20	6,61	27,30	0,52	4,13
M	57	12	24 03	3,01	4,82	-15,55	8,50	7,38	27,20	1,06	3,69
M	59	15	28 03	2,38	5,08	-21,59	10,79	7,12	32,69	1,17	4,59
M	60	15	28 03	2,78	4,91	-18,19	8,94	6,84	29,18	0,58	4,27
M	61	15	28 03	2,94	4,65	-14,18	7,73	6,27	24,57	1,22	3,92
M	62	15	28 03	2,83	5,06	-16,75	8,35	6,86	26,01	1,11	3,79
M	63	15	28 03	2,79	5,05	-14,23	8,79	8,02	30,31	1,49	3,78

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
M	64	15	31 03	3,00	5,26	-18,08	8,47	7,72	31,94	0,99	4,14
M	65	15	31 03	2,74	5,21	-19,39	8,88	7,02	27,25	1,11	3,88
M	66	15	31 03	2,81	4,89	-17,29	8,88	6,98	27,50	1,12	3,94
M	67	15	31 03	2,54	4,78	-18,10	7,95	7,27	27,58	1,19	3,79
M	68	15	31 03	1,77	4,59	-17,54	6,44	7,27	29,09	0,95	4,00
M	69	15	07 04	2,50	5,39	-22,95	9,90	7,21	29,47	1,34	4,09
M	70	15	07 04	2,72	5,76	-25,13	10,50	7,49	28,28	1,22	3,78
M	71	15	07 04	3,21	5,31	-21,62	10,69	6,72	26,34	0,88	3,92
M	72	15	07 04	3,11	5,17	-17,40	9,77	6,55	25,75	1,09	3,93
M	73	15	07 04	3,09	5,12	-19,69	8,94	6,14	24,30	1,07	3,96
M	74	15	22 04	3,10	5,55	-18,76	8,94	6,80	26,51	0,55	3,90
M	75	15	22 04	2,81	6,47	-25,70	10,13	8,45	31,73	1,22	3,76
M	76	15	22 04	3,00	5,25	-15,87	9,12	7,07	26,32	1,26	3,72
M	77	15	22 04	2,70	5,34	-18,59	8,26	6,99	26,99	0,98	3,86
M	78	15	22 04	3,09	5,45	-18,64	9,95	6,94	27,03	1,20	3,89
M	79	15	22 04	3,06	5,89	-18,10	8,24	7,67	28,59	0,92	3,73
M	80	20	25 04	2,96	5,98	-23,94	9,49	7,04	27,85	0,88	3,96
M	81	20	25 04	1,80	4,90	-19,80	9,13	7,52	28,40	1,45	3,78
M	82	20	25 04		4,77	-19,99	9,89	1,40	5,57	0,31	3,98
M	83	20	25 04	3,12	5,56	-19,33	9,83	6,63	27,32	0,65	4,12
M	84	20	25 04	1,76	5,28	-22,45	10,07	5,49	21,19	1,18	3,86
M	85	20	29 04	3,17	5,68	-21,59	9,56	6,15	24,33	0,74	3,96
M	86	20	29 04	2,77	5,03	-17,62	7,68	6,18	24,43	0,91	3,95
M	87	20	28 04	2,59	5,80	-23,64	9,86	6,99	26,60	1,12	3,81
M	88	20	29 04	2,65	5,86	-22,17	9,26	6,47	25,61	1,04	3,96
M	89	20	29 04	2,53	4,88	-16,62	8,45	6,52	25,70	1,26	3,94
M	90	20	05 05	3,01	5,13	-19,13	9,35	6,01	23,90	0,90	3,98
M	91	20	05 05	2,14	6,24	-23,14	9,92	9,29	35,87	1,60	3,86
M	92	20	05 05	3,27	5,58	-19,74	9,75	7,07	27,09	1,35	3,83
M	93	20	05 05	2,90	5,03	-16,95	8,77	6,30	25,58	1,06	4,06
M	94	20	05 05	3,16	4,91	-15,88	8,74	5,83	22,78	1,14	3,91

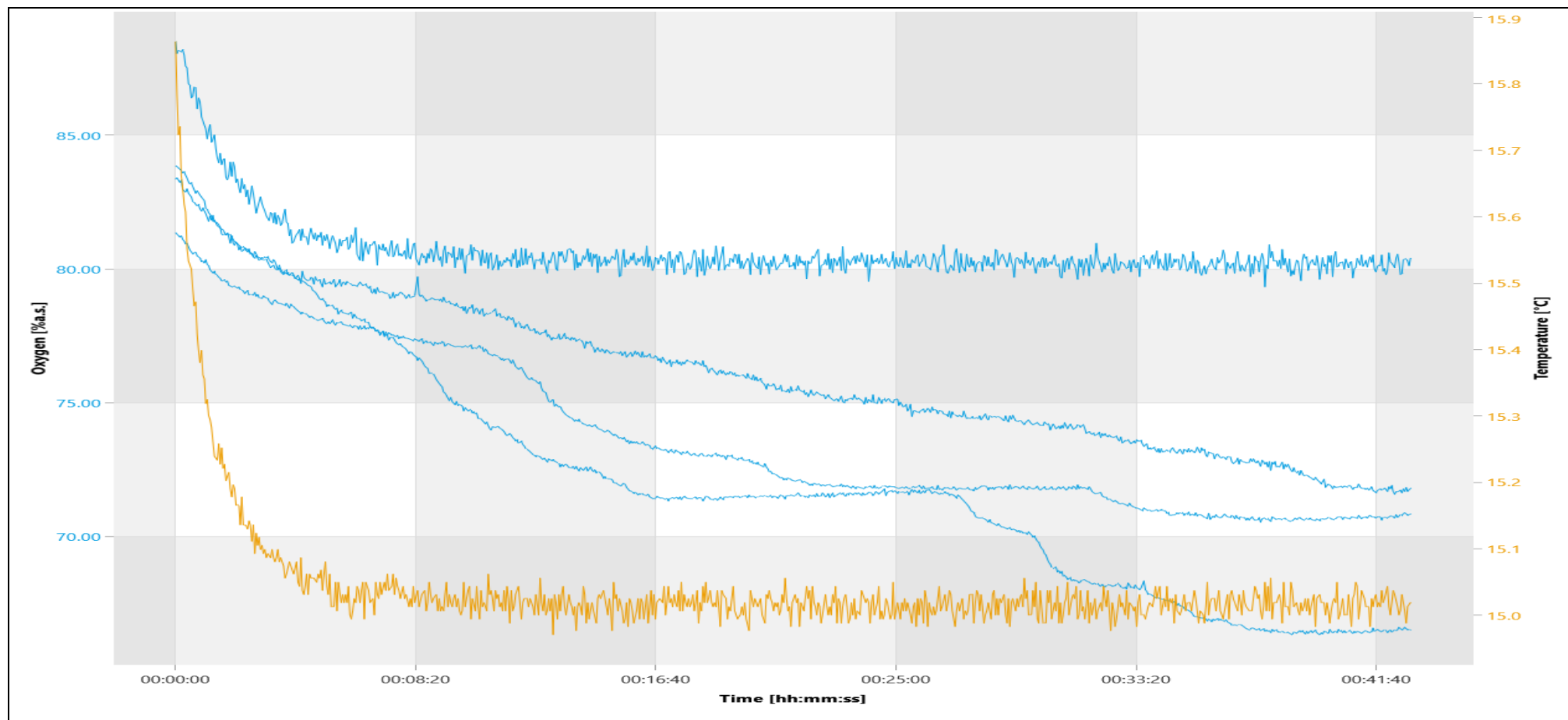
Sexe	Numéro	Température	Date	Poids							
				Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
M	95	20	12 05	2,58	5,30	-19,68	9,90	7,24	27,53	1,30	3,80
M	96	20	12 05	3,00	6,36	-22,86	10,12	7,49	29,36	1,23	3,92
M	97	20	12 05	2,83	4,79	-17,17	8,75	6,75	26,59	1,05	3,94
M	98	20	12 05		6,56	-21,38	11,71	1,37	5,21	0,22	3,80
M	99	20	12 05	3,18	6,31	-20,82	9,14	6,96	28,43	1,16	4,08
M	100	20	19 05	2,99	6,87	-21,87	9,70	6,98	25,95	1,16	3,72
M	101	20	19 05	3,06	7,65	-25,77	11,27	7,05	27,33	1,06	3,88
M	102	20	19 05	3,40	5,98	-17,56	7,91	6,33	24,72	0,88	3,91
M	103	20	19 05	3,06	6,27	-20,30	9,99	6,73	26,85	1,11	3,99
M	104	20	19 05	3,55	6,32	-22,43	11,30	5,56	21,58	1,10	3,88
M	105	20	19 05	2,60	5,44	-18,91	10,73	6,19	23,88	0,87	3,86
M	106	25	23 05	3,44	5,80	-19,09	8,14	6,72	27,98	1,32	4,16
M	106	25	23 05	1,25	5,56	-19,06	9,26	1,44	9,68	2,91	6,72
M	107	25	23 05	2,61	5,61	-18,63	8,25	6,88	27,55	1,12	4,00
M	108	25	23 05	2,57	6,04	-20,89	7,46	6,96	27,42	1,06	3,94
M	109	25	23 05	2,75	7,51	-23,89	9,36	6,72	26,37	1,07	3,92
M	110	25	23 05	3,00	7,78	-24,62	9,52	7,19	28,21	1,14	3,92
M	111	25	27 05	3,14	6,61	-20,42	9,91	7,34	28,09	1,17	3,83
M	112	25	27 05	3,21	5,85	-20,47	10,08	6,50	24,87	1,02	3,83
M	113	25	27 05	3,45	6,48	-21,89	10,51	6,30	26,05	1,19	4,13
M	114	25	27 05	2,94	5,13	-17,76	9,49	6,25	24,77	1,37	3,96
M	115	25	27 05	2,98	7,51	-22,78	10,33	6,54	24,67	1,03	3,77
M	116	25	02 06	3,52	6,07	-21,44	11,15	5,98	24,53	1,04	4,10
M	117	25	02 06	3,40	7,75	-23,85	11,44	6,58	29,06	1,17	4,42
M	118	25	02 06	3,02	6,68	-21,64	8,57	6,87	27,62	1,27	4,02
M	119	25	02 06	2,76	7,24	-23,10	11,36	7,13	29,01	1,30	4,07
M	120	25	02 06	2,33	7,17	-20,59	8,17	7,56	30,79	1,32	4,07
M	121	25	09 06	3,07	6,22	-21,52	9,86	6,94	28,53	1,49	4,11
M	122	25	09 06	2,77	7,31	-23,96	9,17	7,22	27,35	1,48	3,79
M	124	25	09 06	2,57	6,56	-20,82	8,35	6,72	26,49	1,33	3,94
M	125	25	09 06	2,23	7,71	-24,69	8,88	7,11	27,21	1,17	3,83
M	126	25	23 06	2,88	6,77	-19,52	8,11	6,95	27,32	1,34	3,93
M	127	25	23 06	2,29	7,84	-23,03	9,38	7,74	28,02	1,24	3,62
M	128	25	23 06	3,51	7,93	-22,83	10,10	6,03	23,14	1,01	3,84
M	129	25	23 06	2,72	8,31	-23,32	9,97	7,80	29,19	0,89	3,74
M	130	25	23 06	2,73	8,90	-23,36	8,95	7,72	28,78	1,36	3,73
M	131	25	23 06	2,79	7,75	-21,72	8,89	7,41	27,48	1,07	3,71

7.1.2.3 Les juvéniles de *Gammarus aequicauda*

Sexe	Numéro	Température	Date	Poids Echantillon (Mg)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{34}\text{S}$ (‰)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N
J	1	20	27 01	1,91	4,38	-16,42	7,60	4,93	18,09	0,39	3,67
J	2	15	31 01	2,72	4,25	-17,42	8,53	6,87	28,13	0,81	4,09
J	3	15	03 02	2,81	4,39	-15,69	6,69	6,97	27,72	1,01	3,98
J	4	15	11 02	2,48	4,43	-15,34	6,54	6,95	27,26	1,16	3,92
J	5	15	17 02	3,54	4,36	-18,37	9,60	4,24	17,01	1,20	4,01
J	7	15	24 02	1,19	4,68	-18,01	7,54	19,20	61,14	0,97	3,18
J	8	12	28 02	2,67	4,53	-14,47	7,32	7,76	30,64	1,23	3,95
J	9	12	03 03	1,70	4,48	-14,84	6,25	3,52	12,57	0,19	3,57
J	10	12	10 03	1,90	4,54	-15,70	7,67	6,36	24,50	0,88	3,85
J	11	12	17 03	2,32	4,85	-19,44	9,19	6,51	27,08	1,05	4,16
J	12	12	24 03	2,89	5,15	-18,11	7,06	7,04	26,59	1,11	3,78
J	13	15	28 03	1,50	4,64	-17,67	6,77	3,43	13,37	0,13	3,90
J	14	15	31 03	1,35	4,68	-17,94	7,26	10,48	40,19	0,86	3,83
J	15	15	07 04	1,78	4,89	-18,54	7,04	4,71	19,63	0,67	4,17
J	16	15	22 04	2,47	5,53	-22,26	8,04	6,48	24,49	1,33	3,78
J	17	20	25 04	2,72	5,59	-23,42	8,81	6,86	27,90	1,08	4,07
J	18	20	29 04	1,87	5,91	-27,15	7,99	5,09	19,63	0,43	3,86
J	19	20	05 05	1,11	5,62	-25,47	8,67	10,36	39,01	0,72	3,77
J	20	20	12 05	1,58	5,52	-23,92	7,03	6,22	23,94	0,63	3,85
J	21	20	19 05	2,80	5,98	-25,66	5,20	6,94	26,28	0,81	3,79
J	22	25	23 05	0,72	6,25	-26,03	3,92	19,65	76,65	2,17	3,90
J	23	25	27 05	1,87	6,18	-25,58	5,48	5,13	20,45	0,60	3,99
J	24	25	02 06	1,74	7,02	-25,98	6,39	7,86	30,98	0,90	3,94
J	25	25	09 06	1,49	7,37	-28,94	8,13	5,15	26,35	0,27	5,12
J	26	25	23 06	0,76	7,69	-23,65	5,91	17,52	65,35	1,76	3,73
J	27	25	23 06	3,03	8,18	-22,89	5,33	7,10	26,99	0,91	3,80

7.2 Résultats de respirométrie

7.2.1 Mesure de la décroissance de la saturation en oxygène



Graphique de synthèse des données brutes acquises lors des mesures de respirométrie (PreSens Measurement Studio 2). Les quatre courbes bleues représentent la décroissance de la saturation en oxygène dans chaque chambre de respiration : la courbe supérieure bleue constitue le blanc de la mesure et les trois courbes bleues inférieures figurent les mesures de décroissance de la saturation en oxygène dans chacune des trois chambres contenant un gammare. La courbe ocre représente les données acquises par la sonde de température immergée dans la cinquième fiole du dispositif expérimental immergé.

7.2.2 Résultats des taux de respiration mesurés chez les femelles de *Gammarus aequicauda*

Température	Date	Sexe	Echantillon	$\delta^{15}\text{N}$ (Gas)	$\delta^{13}\text{C}$ (Gas)	$\delta^{34}\text{S}$ (Gas)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 1)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 2)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 3)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 4)	Moyenne des taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$)	Ecart-type des taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$)
20	27 01	F	1	4,60	-20,57	9,82	6,7	27,5	0,9	4,07	1,34	0,40			0,87	0,67
20	27 01	F	2	4,29	-12,54	10,01	6,6	25,7	0,9	3,90	0,54	0,26			0,40	0,20
20	27 01	F	3	4,42	-18,76	12,02	5,8	22,9	1,0	3,98	1,16	0,10			0,63	0,75
20	27 01	F	4	5,82	-23,12	11,58	5,9	26,4	1,1	4,46	0,76	0,54			0,65	0,16
20	27 01	F	5	4,98	-24,49	12,14	6,8	29,2	1,0	4,30	0,64	0,71			0,67	0,04
15	24 02	F	26	5,02	-16,47	10,91	5,6	24,5	1,1	4,36	0,93	0,73			0,83	0,14
15	24 02	F	27	4,93	-18,80	11,34	6,9	29,7	1,2	4,33	0,38	0,09			0,23	0,21
15	24 02	F	28	4,74	-16,25	9,39	6,3	25,6	0,7	4,09	1,25	1,23			1,24	0,02
15	24 02	F	29	4,98	-16,58	8,18	6,0	27,4	0,9	4,54	1,22	0,65			0,93	0,41
15	24 02	F	30	6,14	-18,71	11,11	5,7	25,8	1,4	4,54	0,45	0,15			0,30	0,22
15	24 02	F	31	5,22	-15,74	8,43	5,8	23,6	1,2	4,08	1,15	1,45			1,30	0,21
12	24 03	F	52	4,86	-20,26	9,82	6,7	29,0	1,2	4,33	0,72	0,79			0,76	0,05
12	24 03	F	53	5,23	-22,17	11,35	7,2	30,9	1,4	4,31	0,34	0,39			0,37	0,04
12	24 03	F	54	5,12	-22,34	11,73	7,0	30,8	1,2	4,41	0,30	0,72			0,51	0,30
12	24 03	F	55	5,02	-23,30	11,60	6,3	28,5	1,0	4,52	0,89	0,54			0,72	0,24
12	24 03	F	56	4,55	-18,27	11,84	5,9	24,6	1,2	4,16	0,22	0,75			0,49	0,38
12	24 03	F	57	5,11	-21,47	10,97	7,2	30,4	1,2	4,24	0,20	0,41			0,31	0,15
15	22 04	F	73	5,55	-27,05	11,02	7,5	33,2	0,9	4,40	0,39	0,09			0,24	0,21
15	22 04	F	74	5,44	-23,38	11,41	7,1	29,4	1,0	4,15	0,49	0,03			0,26	0,32
15	22 04	F	75	5,49	-23,28	9,96	7,1	32,3	0,8	4,56	-0,03	-0,05			-0,04	0,01
15	22 04	F	76	5,37	-23,33	11,78	9,6	41,9	1,6	4,35	0,76	0,04			0,40	0,51
15	22 04	F	77	5,20	-21,27	11,10	7,2	29,6	1,2	4,10	0,29	0,21			0,25	0,05
15	22 04	F	78	5,25	-24,85	10,47	7,4	32,4	1,1	4,37	-0,02	0,01			-0,01	0,02
20	19 05	F	99	6,40	-22,76	10,46	6,7	26,8	1,0	3,99	0,92	0,66			0,79	0,18
20	19 05	F	100	7,15	-25,41	12,24	6,7	28,2	1,2	4,20	0,68	0,30			0,49	0,27
20	19 05	F	101	6,96	-24,53	10,14	7,6	30,5	1,3	4,01	0,15	0,70			0,42	0,39
20	19 05	F	102	5,63	-20,78	10,87	6,5	26,7	1,2	4,14	0,82	1,34			1,08	0,37
20	19 05	F	103	6,01	-21,83	11,59	1,1	4,4	0,2	4,10	0,92	0,55			0,74	0,26
20	19 05	F	104	6,66	-22,97	11,09	7,1	28,8	1,3	4,06	1,36	0,19			0,78	0,83
25	23 06	F	125	6,26	-20,82	10,20	6,9	26,7	1,6	3,86	0,50	0,30			0,40	0,14
25	23 06	F	126	7,06	-22,42	10,71	6,1	24,0	1,3	3,92	0,66	0,33			0,49	0,23
25	23 06	F	127	7,40	-22,33	8,61	7,4	28,8	1,1	3,89	0,73	0,53			0,63	0,14
25	23 06	F	128	7,24	-24,57	9,79	7,0	27,5	1,2	3,91	-0,10	0,37			0,14	0,33
25	23 06	F	129	6,41	-21,66	6,76	7,2	27,0	0,7	3,77	2,06	2,22			2,14	0,11

7.2.3 Résultats des taux de respiration mesurés chez les mâles de *Gammarus aequicauda*

Température	Date	Sexe	Echantillon	$\delta^{15}\text{N}$ (Gas)	$\delta^{13}\text{C}$ (Gas)	$\delta^{34}\text{S}$ (Gas)	N [%]	C [%]	S [%]	C/N	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 1)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 2)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 3)	Taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$) (RUN 4)	Moyenne des taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$)	Ecart-type des taux de respiration (O ₂ $\mu\text{mol/h.g}$)
20	27 01	M	1	4,77	-14,10	8,73	6,8	25,1	1,1	3,69	0,22	0,80			0,51	0,41
20	27 01	M	2	3,93	-12,93	9,88	6,0	23,2	1,1	3,84	0,49	0,42			0,46	0,05
20	27 01	M	3	4,35	-13,02	10,54	7,1	27,2	0,9	3,85	0,57	0,40			0,48	0,12
20	27 01	M	4	4,28	-13,25	11,00	6,5	25,9	1,0	3,99	0,53	0,16			0,34	0,26
20	27 01	M	5	4,41	-13,43	9,87	7,6	30,1	1,2	3,95	0,51	0,18			0,34	0,24
20	27 01	M	6	4,57	-13,44	10,31	6,1	22,8	0,8	3,77	-0,02	-0,08			-0,05	0,05
15	24 02	M	27	4,58	-14,85	5,65	6,7	25,9	0,9	3,88	0,79	1,36			1,07	0,40
15	24 02	M	28	4,63	-14,75	7,29	6,7	25,5	0,9	3,81	0,18	0,48			0,33	0,21
15	24 02	M	29	4,71	-15,26	9,26	6,6	25,4	1,0	3,84	0,51	-0,01			0,25	0,37
15	24 02	M	30	4,50	-18,02	8,76	6,8	25,8	1,1	3,78	0,55	0,27			0,41	0,20
15	24 02	M	31	4,54	-15,81	8,32	9,7	36,5	0,9	3,77	1,37	1,41			1,39	0,03
15	24 02	M	32	4,99	-19,51	9,01	7,4	29,1	0,8	3,94	0,58	0,11			0,35	0,33
12	24 03	M	53	5,16	-18,94	8,51	7,2	27,9	0,8	3,86	0,57	0,25			0,41	0,23
12	24 03	M	54	4,75	-14,96	7,86	8,2	30,8	1,4	3,74	0,93	0,42			0,67	0,36
12	24 05	M	55	5,27	-17,91	10,07	7,6	28,9	1,0	3,81	0,34	0,07			0,20	0,19
12	24 03	M	56	4,90	-17,11	9,20	6,6	27,3	0,5	4,13	0,42	0,52			0,47	0,07
12	24 03	M	57	4,82	-15,55	8,50	7,4	27,2	1,1	3,69	0,24	0,41			0,33	0,12
15	22 04	M	74	5,55	-18,76	8,94	6,8	26,5	0,6	3,90	0,55	0,13	0,00	0,66	0,33	0,32
15	22 04	M	75	6,47	-25,70	10,13	8,5	31,7	1,2	3,76	1,57	0,73	0,13	1,05	0,87	0,61
15	22 04	M	76	5,25	-15,87	9,12	7,1	26,3	1,3	3,72	0,52	0,75	0,45	0,05	0,44	0,29
15	22 04	M	77	5,34	-18,59	8,26	7,0	27,0	1,0	3,86	0,58	0,35			0,47	0,16
15	22 04	M	78	5,45	-18,64	9,95	6,9	27,0	1,2	3,89	0,32	0,63			0,48	0,22
15	22 04	M	79	5,89	-18,10	8,24	7,7	28,6	0,9	3,73	0,02	0,16			0,09	0,10
20	19 05	M	100	6,87	-21,87	9,70	7,0	26,0	1,2	3,72	0,00	1,41			0,71	1,00
20	19 05	M	101	7,65	-25,77	11,27	7,1	27,3	1,1	3,88	0,41	0,99			0,70	0,41
20	19 05	M	102	5,98	-17,56	7,91	6,3	24,7	0,9	3,91	1,17	0,19			0,68	0,70
20	19 05	M	103	6,27	-20,30	9,99	6,7	26,9	1,1	3,99	0,39	0,16			0,28	0,16
20	19 05	M	104	6,32	-22,43	11,30	5,6	21,6	1,1	3,88	0,69	0,51			0,60	0,12
20	19 05	M	105	5,44	-18,91	10,73	6,2	23,9	0,9	3,86	0,50	0,03			0,26	0,34
25	23 06	M	126	6,77	-19,52	8,11	7,0	27,3	1,3	3,93	1,04	0,10			0,57	0,67
25	23 06	M	127	7,84	-23,03	9,38	7,7	28,0	1,2	3,62	0,77	0,61			0,69	0,11
25	23 06	M	128	7,93	-22,83	10,10	6,0	23,1	1,0	3,84	0,88	0,65			0,77	0,16
25	23 06	M	129	8,31	-23,32	9,97	7,8	29,2	0,9	3,74	2,46	0,90			1,68	1,10
25	23 06	M	130	8,90	-23,36	8,95	7,7	28,8	1,4	3,73	0,87	0,56			0,71	0,22
25	23 06	M	131	7,75	-21,72	8,89	7,4	27,5	1,1	3,71	0,84	0,14			0,49	0,49