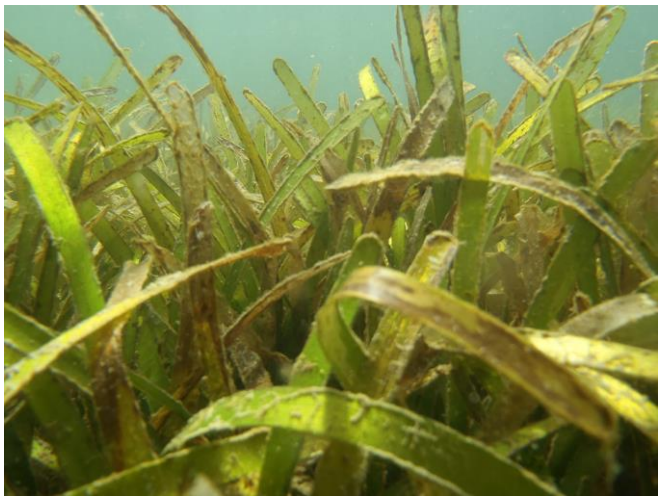
UNIVERSITE DES ANTILLES ET DE LA GUYANE
FACULTE DE SCIENCES EXACTES ET NATURELLES

THESE DE DOCTORAT
Spécialité : Physiologie et biologie des organismes

Présentée par
Françoise GAUTIER

FONCTIONNEMENT DES RESEAUX TROPHIQUES DES HERBIERS A *THALASSIA TESTUDINUM* EN GUADELOUPE (PETITES ANTILLES) : APPORTS DES ISOTOPES STABLES ET DES ACIDES GRAS



Soutenue le 5 septembre 2015 à Pointe-à-Pitre devant le jury de :

Professeur Claude BOUCHON, Université des Antilles et de la Guyane (directeur)
Professeur Tarik MEZIANE, Muséum National d'Histoire Naturelle (co-directeur)
Mme Mireille HARMELIN-VIVIEN, directeur de recherche au CNRS, Aix-Marseille Université (rapporteur)
Mr Alexandre BEC, directeur de recherche, Université Blaise Pascal (rapporteur)
Mr Lionel Reynal, directeur de recherche, Ifremer Martinique (examinateur)

Remerciements

Je voudrais remercier ici toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de cette thèse.

Je remercie tout d'abord mes deux directeurs de thèse, Mr Claude BOUCHON, professeur à l'Université des Antilles et de la Guyane et Tarik MEZIANE, professeur au Muséum National d'Histoire Naturelle, qui m'ont permis de réaliser cette thèse et qui ont dirigé ce travail. Merci pour votre confiance et vos enseignements. Qu'ils trouvent ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

Je remercie sincèrement Mme Yolande BOUCHON-NAVARO, ingénieur de recherche à l'Université des Antilles et de la Guyane, pour la transmission de ses connaissances, son aide sur le terrain, ses commentaires et ses suggestions qui ont contribué à l'aboutissement de ce travail.

J'adresse mes vifs remerciements aux deux rapporteurs de cette thèse, Mme Mireille HARMELIN-VIVIEN, directeur de recherche au CNRS à Aix-Marseille Université et Mr Alexandre BEC, directeur de recherche à l'Université Blaise Pascal, qui ont accepté de prendre le temps d'évaluer ce travail.

Je remercie fortement Amandine VASLET pour sa collaboration dans la collecte et la préparation des échantillons et l'analyse des contenus stomacaux. Merci pour le travail que tu as accompli durant ces premiers mois de thèse et la transmission de tes connaissances.

Je remercie chaleureusement l'ensemble de l'équipe 6 de BOREA pour m'avoir accueilli. Merci à Cédric HUBAS, maître de conférence au Muséum et Hervé RYBARCZYK, professeur au Muséum, pour votre infini patience et vos précieux conseils en analyses statistiques. Un grand merci à Najet THINEY pour m'avoir appris à extraire les acides gras et pour tous ces bons moments passés au laboratoire. Merci à Jean-Michel MORTILLARO et Claire PASSARELLI pour leurs précieux conseils. Je remercie aussi Dominique Lamy et Marc Pouilly pour leurs encouragements.

Je remercie Sébastien CORDONNIER, technicien à l'Université des Antilles, pour son aide sur le terrain et sa grande habilité à diriger le bateau, de jour comme de nuit. Je remercie également Dominique Monti, Soizig Lemoine, Charlotte Dromard, Malika Trouillefou, Pierre-Yves Pascal, Pascal Jean Lopez et Etienne Bezault.

Merci au Parc National de la Guadeloupe pour m'avoir autorisé à étudier les sites d'herbiers à l'intérieur du cœur du Parc National.

Je remercie affectueusement ma famille et mes amis.

SOMMAIRE

SOMMAIRE

Chapitre 1 : INTRODUCTION 1

I. Les herbiers de Magnoliophytes marins 1
II. Les Invertébrés de l'épifaune vagile 3
III. Les réseaux trophiques des herbiers de Magnoliophytes marins 2
III.1. La voie directe 5
III.2. La voie détritique 6
III.3. La voie épiphytique 8
III.4. Le microphytobenthos et le biofilm 10
III.5. Les matières en suspension 11
IV. Transfert d'énergie vers les niveaux trophiques supérieurs 11
V. Problématique et objectifs de l'étude 12

Chapitre 2 : MILIEU D'ETUDE, MATERIEL ET METHODES 15

I. Présentation du milieu d'étude 15

I.1. La Guadeloupe 15
I.2. La baie du Grand Cul-de-Sac Marin 16
I.3. Les herbiers de Magnoliophytes marins 18

II. Matériel et méthodes 20

II.1. Les sites et les dates de prélèvements 20
II.2. Echantillonnage de terrain et mesures effectuées 23
II.2.1. Les feuilles de *Thalassia testudinum* 23
II.2.2. Les épiphytes des feuilles de *Thalassia testudinum* 24
II.2.3. Le biofilm 25
II.2.4. Les feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* et les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp. 25
II.2.5. Les matières en suspension 26
II.2.6. Le zooplancton 26
II.2.7. L'épifaune vagile 26
II.2.8. Les poissons 28
II.3. Méthode d'analyse des isotopes stables 31
II.3.1. Le principe 31
II.3.2. Le fractionnement isotopique 33
II.3.3. La préparation des échantillons 34
II.3.4. La modélisation des résultats isotopiques 35
II.3.5. Les métriques isotopiques de Layman 37
II.4. Méthode d'analyse de la composition des acides gras 39
II.4.1. Le principe 39
II.4.2. Le protocole d'extraction 41
II.5. Analyse statistique des données 43
II.5.1. Statistiques univariées 43
II.5.2. Statistiques multivariées 44

Chapitre 3 : RESULTATS 47

I. RELATION ENTRE LA STRUCTURE DES COMMUNAUTES DE L'EPIFAUNE VAGILE ET LA COMPLEXITE DE L'HERBIER 47

I.1. Complexité structurale des herbiers 47
I.2. Structure des communautés de l'épifaune vagile 49
I.3. Relation entre les variables de la complexité de l'herbier et la structure des communautés de l'épifaune vagile 55

II. SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE DANS LES HERBIERS A *THALASSIA TESTUDINUM* 56

II.1. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ 56
II.2. Rapport du carbone total sur l'azote total C/N 59
II.3. Concentration en acides gras totaux 60
II.4. Composition en acides gras 62

II.4.1. Sources issues de *Thalassia testudinum* 64
II.4.2. Les feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment, les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp. 66
II.4.3. Les épiphytes, le biofilm et les matières en suspension 67

III. UTILISATION DES SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE PAR LES INVERTEBRES DE L'EPIFAUNE VAGILE 72

III.1. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ 73
III.2. Composition en acides gras 78

III.2.1. Comparaison des Gastéropodes et des Crustacés 78
III.2.2. Les Gastéropodes 79
III.2.3. Les Crustacés 81
III.2.4. Différences dans la composition en acides gras des consommateurs selon les sites et les saisons 83

III.3. Modèles de mélange et détermination quantitative des contributions des sources de matière organique à l'alimentation des Invertébrés de l'épifaune vagile 93

IV. TRANSFERT D'ENERGIE TROPHIQUE DE L'EPIFAUNE VAGILE VERS LA FAUNE ICHTYOLOGIQUE 96

IV.1. Analyse des contenus stomacaux 96

IV.1.1. Répartition des effectifs et des espèces collectées selon les saisons, les sites et les groupes trophiques 96
IV.1.2. Régime alimentaire en fonction des groupes trophiques 98
IV.1.3. Régime alimentaire des carnivores de premier ordre 99
IV.1.4. Régime alimentaire des omnivores 106

IV.2. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ 108
IV.3. Composition en acides gras des poissons 113
IV.4. Composition en acides gras du zooplancton 119

Chapitre 4 : DISCUSSION 123

I. RELATION ENTRE LA STRUCTURE DES COMMUNAUTES DE L'EPIFAUNE VAGILE ET LA COMPLEXITE DE L'HERBIER 123

I.1. Complexité structurale des herbiers à *Thalassia testudinum* 123

I.1.1. Longueur des feuilles et densité des plants 123
I.1.2. Biomasse foliaire 124
I.1.3. Production primaire des feuilles 124
I.1.4. Biomasse de la litière de feuilles mortes 125
I.1.5. Charge et composition des épiphytes 126

I.2. Relation entre la complexité des herbiers et la structure des communautés de l'épifaune vagile 129

I.2.1. Relation entre la complexité structurale des herbiers et les abondances totales des Invertébrés 129
I.2.2. Différences des abondances des Invertébrés entre le jour et la nuit 130
I.2.3. Diversité des familles *versus* diversité des espèces 131
I.2.4. Diversité des familles d'Invertébrés et complexité de l'herbier côtier 131
I.2.5. Dominance des Cerithiidae et faible complexité de l'herbier du large 133
I.2.6. Différences saisonnières des abondances des Invertébrés 134

II. SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE DANS LES HERBIERS A *THALASSIA TESTUDINUM* 136

II.1. Herbiers à *Thalassia testudinum* 136

II.1.1. Les feuilles de *Thalassia testudinum* 136
II.1.2. La litière de feuilles mortes 137
II.1.3. Les racines et les rhizomes de *Thalassia testudinum* 140

II.2. Les feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* en épave sur le sédiment 140
II.3. Les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp 141
II.4. Les organismes épiphytes 142
II.5. Origine de la matière organique du biofilm 144
II.6. Origine de la matière organique en suspension 146

III. UTILISATION DES SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE PAR LES INVERTEBRES DE L'EPIFAUNE VAGILE 148

III.1. Contribution des épiphytes 148

III.1.1. Les Crustacés 148
III.1.2. Les Crustacés Péracarides 148
III.1.3. Les Crustacés Anomoures (Paguridae) 149
III.1.4. Les Crevettes 150
III.1.5. Les Gastéropodes 151

III.2. Contribution du biofilm et de la litière 152

III.2.1. Contribution du biofilm 153
III.2.2. Contribution de la litière de feuilles mortes 154

III.3. Contribution des feuilles fraîches de *Thalassia testudinum* dans l'herbier du large 156
III.4. Contribution des feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* dans l'herbier côtier 158
III.5. Contribution des macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp. 158
III.6. Différences saisonnières de la contribution des sources de matière organique à l'alimentation des Invertébrés 159
III.7. Différences entre le jour et la nuit 160

IV. TRANSFERT D'ENERGIE TROPHIQUE DE L'EPIFAUNE VAGILE VERS LA FAUNE ICHTYOLOGIQUE 162
IV.1. Les carnivores de premier ordre 162
IV.2. Les omnivores 167
IV.3. Les herbivores 169
IV.4. Les planctonophages 172
IV.5. Les piscivores 173

Chapitre 5 : CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES 175

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES
ANNEXES
LISTE DES FIGURES
LISTE DES TABLEAUX

CHAPITRE 1 :

INTRODUCTION

I. Les herbiers de Magnoliophytes marins

Les herbiers de Magnoliophytes marins (Angiospermes Monocotylédones) forment de vastes prairies sous-marines en milieu côtier. Ces plantes ont évolué à partir d'ancêtre terrestres ayant recolonisé le milieu littoral il y a 70 à 100 millions d'années durant le Crétacé (Larkum et Den Hartog, 1989 ; Les *et al*., 1997). Le terme herbier désigne une unité écologique (Den Hartog et Kuo, 2006) et constitue un faciès des communautés de fonds meubles.

Les Magnoliophytes marins sont distribués le long des côtes de tous les continents sauf celui de l'Antarctique et représentent 6,5 % (soit 200.10^6 ha) des zones côtières (Costanza *et al.*, 1997*).* Ces Angiospermes sont restreintes à cinq familles (Hydrocharitaceae, Cymodoceaceae, Posidoniaceae, Zosteraceae et Ruppiaceae), 12 genres et 55 espèces (Den Hartog et Kuo, 2006). Dotées d'un système de rhizomes et de racines leur permettant de puiser les nutriments dans le sédiment marin, ces plantes sont en grande partie indépendantes de la richesse en azote et en phosphore de la colonne d'eau. Cette caractéristique physiologique leur confère une forte capacité de colonisation à l'échelle globale malgré leur faible diversité spécifique comparée à celle des Angiospermes terrestres. De plus, les Magnoliophytes marins ont une stratégie reproductive associant une croissance par multiplication végétative du rhizome au niveau du méristème apicale (Short *et al.*, 2007) et une production de graines par reproduction sexuée qui assure leur dispersion géographique (Kuo et Kirkman, 1987). Cela leur confère un avantage évolutif dans un environnement soumis à des perturbations irrégulières et de fortes amplitudes (Rasheed, 2004).

Les Magnoliophytes marins sont considérés comme les communautés autotrophes parmi les plus productives (Duarte et Chiscano, 1999). Selon les espèces, la production primaire moyenne maximale de la partie foliaire est située entre 0,03 et 14,2 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$ et celle de la partie souterraine est comprise entre 0,01 et 11,3 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$ (Duarte et Chiscano, 1999). La production primaire moyenne des Magnoliophytes marins (2,7 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$) est ainsi comparable à celle des forêts tropicales (5,2 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$), des forêts tempérées (3,4 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$), ou des marais salés (3 g $PS.m^{-2}.an^{-1}$) (Duarte et Chiscano, 1999).

Ces plantes Angiospermes sont d'autant plus importantes qu'elles occupent 0,15% de la surface de l'océan (Charpy-Roubaud et Sournia, 1990), contribuent à 1 % de la production primaire nette de l'océan global et à 12% du budget carbone de l'océan (Duarte et Cebrian, 1996). Alors que la région Indo-Pacifique présente la plus grande diversité spécifique de Magnoliophytes marins (24 espèces), la région de l'Atlantique Tropical compte 10 espèces appartenant à 5 genres (*Thalassia*, *Syringodium*, *Halodule*, *Halophila*, *Ruppia*) (Short *et al.*,

2007). Les herbiers de la région Caraïbe sont principalement constitués des espèces *Thalassia testudinum* et *Syringodium filiforme* (Bouchon *et al*., 2002) qui peuvent être observées seules ou en formant des successions écologiques (Creed *et al*., 2003). A l'exception de *Halophila decipiens*, les espèces de Magnoliophytes marins présentes dans les Antilles sont endémiques de la région Caraïbe et ont ainsi un intérêt patrimonial élevé (Bouchon *et al*., 2010).

La capacité des herbiers à modifier les paramètres physiques et chimiques de leur environnement leur confère la qualité d'« ingénieurs de l'écosystème » (Jones *et al.*, 1994, 1997). En effet, ces plantes modulent la disponibilité des ressources pour les autres espèces en modifiant, par des influences physiques, le matériel biotique ou abiotique (Jones *et al*., 1994).

Ainsi, en tant que producteurs primaires, les Magnoliophytes marins convertissent la lumière et le dioxyde de carbone en matière organique et oxygènent les eaux environnantes (Short et Wyllie-Echeverria, 1996 ; Costanza *et al.*, 1997). Les processus photosynthétiques sont optimisés grâce à la mince cuticule des lames foliaires, à la présence de chloroplastes dans l'épiderme plutôt que dans l'hypoderme (par opposition aux plantes terrestres) et à l'absence de stomates (Les *et al*., 1997).

La structure morphologique des herbiers (hauteur de la strate foliaire, réseau de racines et de rhizomes) a pour effet de ralentir les courants et ainsi, de favoriser le piégeage des sédiments et le stockage des matières en suspension dans celui-ci. La soustraction des matières en suspension à la colonne d'eau, permet la maintien d'une faible turbidité (Short et Short, 1984 ; Hemminga et Duarte, 2000). Les herbiers jouent ainsi le rôle de filtres côtiers (McGlathery *et al.*, 2007) où le sédiment est le siège d'un recyclage efficace des nutriments grâce à l'équilibre entre les processus d'autotrophie et d'hétérotrophie (Erftemeijel et Middelburg, 1995). De plus, la structure physique permet de freiner l'érosion littorale et de limiter les dégâts sur la côte lors des épisodes de tempêtes (Koch *et al*., 2006) comme ce fut le cas lors du cyclone Hugo en Guadeloupe.

La structure physique complexe des herbiers crée de nombreux micro-habitats leur conférant une grande diversité floristique et faunistique (Hemminga et Duarte, 2000 ; Beck *et al*., 2001 ; Short *et al.*, 2007). L'herbier est un habitat qui fournit une protection contre la prédation ainsi que d'abondantes ressources de nourriture lui conférant ainsi le rôle de « nurserie » pour les juvéniles de nombreuses espèces d'Invertébrés et de poissons (Heck Jr *et al*., 2003).

Les herbiers tropicaux sont souvent en interaction étroite avec les récifs coralliens et la mangrove (Green et Short, 2003). Ces interactions ont des effets sur l'environnement hydrodynamique (la barrière récifale protège la côte des vagues et du courant), la production

de sédiment (par les organismes récifaux et les algues calcaires), l'export de matière organique (de la mangrove vers les herbiers) (Hemminga *et al*., 1994 ; Nagelkerken *et al*., 2000 ; Kopp *et al*., 2007 ; Short *et al*., 2007) . La proximité des herbiers avec d'autres habitats favorise les transferts trophiques et l'utilisation transversale des habitats par les poissons et les Invertébrés (Beck *et al*., 2001 ; Green et Short, 2003). Ainsi, de nombreuses espèces récifales (Crustacés, poissons) effectuent des « raids alimentaires » dans les herbiers enrichissant ainsi la biomasse animale dans les récifs avoisinants (Bouchon-Navaro *et al*., 2004 ; Kopp *et al*., 2007).

La distribution, la diversité et la santé des herbiers sont fortement affectées par les divers impacts que provoquent le milliard d'êtres humains qui vivent au niveau de la bande côtière de 50 km de largeur longeant les côtes de nombreuses régions du monde (Waycott *et al.*, 2009). Le taux de disparition des herbiers depuis 1980 est de 110 $km^2.an^{-1}$ ce qui représente 29 % de la surface connue. Ce déclin s'est accéléré en passant de 0,9% par an avant 1940 à 7 % par an depuis 1990 (Waycott *et al.*, 2009). Les causes de cette perte rapide peuvent être directes telles que le dragage, l'envasement, l'empiètement des propriétés foncières sur la mer, la construction de jetées et de sites d'amarrage, la pratique de la pêche et de l'aquaculture mais aussi indirectes, telles que l'eutrophisation des zones côtières, la suppression de la couverture végétale côtière, le recul du trait de côte, l'augmentation de la turbidité de l'eau (Short *et al*., 2007). L'instabilité du climat et la rapidité de son changement contemporain auraient pour effet supplémentaire de provoquer chez les herbiers un stress thermique due à l'augmentation globale de la température des océans, et une diminution de la productivité en relation avec la baisse de la quantité de lumière incidente causée par l'augmentation du niveau des océans, ainsi que de les exposer à des perturbations plus fréquentes et plus intenses telles que les tempêtes (Short et Neckles, 1999 ; Waycott *et al*., 2009).

II. Les Invertébrés de l'épifaune vagile

L'épifaune vagile désigne les petits Invertébrés mobiles vivant en rapport étroit avec le benthos (Ledoyer, 1968). Leur taille est comprise entre celle de la méiofaune (inférieur à 1mm) et celle de la macrofaune d'Invertébrés (oursins, holothuries) (supérieur à 5 cm environ). Les organismes de l'épifaune, très mobiles (Howard, 1987 ; Virnstein et Curran, 1986), peuvent être grimpeurs marcheurs ou nageurs (Orth *et al*., 1984) et réalisent pour certains d'entre eux d'importants mouvements nycthéméraux (Bauer, 1985 ; Howard, 1987). Les communautés d'épifaune vagile des herbiers sont principalement composées de Crustacés Isopodes, Amphipodes et Décapodes, de Gastéropodes et de Polychètes (Heck, 1977 ; Stoner, 1980 ;

Lewis, 1984 ; Howard, 1987 ; Virnstein et Howard, 1987 ; Bologna et Heck, 2002). La distribution de ces Invertébrés n'est pas limitée aux herbiers car ils peuvent être observés sur des substrats durs, tels qu'en milieu rocheux, ou d'autres types de substrats meubles tels que les vasières (Knowles et Bell, 1998 ; Duffy et Hay, 2000).

La complexité d'un habitat est représentée par le partitionnement des niches écologiques (MacArthur et Levins, 1964). Cela a pour effet de réduire la compétition et la prédation en fournissant un large spectre de ressources distinctes (abri et nourriture) et de micro-habitats permettant ainsi à un grand nombre d'espèces d'occuper un espace (MacArthur, 1965 ; Huston, 1979 ; Holt, 1987 ; Hixon et Menge, 1991). Ce mécanisme a permis de mettre en évidence la relation positive entre la complexité structurale d'un habitat et la diversité des espèces dans une communautés d'animaux (Bell *et al.*, 1991 ; Huston, 1994).

La complexité structurale est associée à l'hétérogénéité du milieu et à la création des micro-habitats qui en résultent (Stoner et Lewis, 1985 ; Huston, 1994). La diversité et l'abondance des communautés d'Invertébrés de l'épifaune vagile sont plus importantes dans les herbiers que dans des zones non végétalisées (Stoner, 1980 ; Orth *et al.*, 1984 ; Edgar *et al*., 1994 ; Boström et Bonsdorff, 1997 ; Connolly, 1997). La comparaison des communautés d'épifaune vagile entre des herbiers de même espèce nécessite l'utilisation de plusieurs variables de la complexité structurale telles que la biomasse des feuilles (Stoner, 1980 ; Bologna et Heck, 2002), la densité des plants (Orth *et al.*, 1984 ; Bologna et Heck, 2002), la hauteur de la canopée (Orth *et al*., 1984), la biomasse de la litière (Lepoint *et al*., 2006), l'abondance et la composition des organismes épiphytes recouvrant les feuilles (Bologna et Heck, 1999 ; Hall et Bell, 1988) et la matière organique à la surface du sédiment (Hovel *et al*., 2002). Ainsi, le rôle fonctionnel de la complexité structurale des herbiers est de fournir un espace de vie, des ressources de nourriture et une protection contre les prédateurs (Orth *et al*., 1984 ; Leber, 1985 ; Heck Jr *et al*., 2003).

De nombreux Invertébrés de l'épifaune vagile sont aussi désignés sous le terme de mésobrouteurs car ils se nourrissent principalement des algues en épiphytes sur les feuilles de Magnoliophytes (Orth et van Montfrans, 1984 ; Larkum et Den Hartog, 1989 ; Jernakoff *et al*., 1996 ; Valentine et Duffy, 2006). Du fait de leur petite taille et du faible temps de renouvellement des générations, les mésobrouteurs ont un fort taux de production (Edgar et Shaw, 1995 ; Duffy *et al*., 2001 ; Bologna et Heck, 2002). L'épifaune vagile joue un rôle essentiel dans le transfert d'énergie des producteurs primaires vers les niveaux trophiques supérieurs (Kitting *et al*., 1984 ; Orth et van Montfrans, 1984 ; Edgar et Shaw, 1995 ; Jernakoff *et al.*, 1996 ; Nakamura et Sano, 2005).

La structure des communautés d'épifaune vagile dépend de la complexité de l'habitat herbier (Stoner et Lewis, 1985) ainsi que de l'attraction trophique de celui-ci (Bologna et Heck, 1999 ; Boström et Mattila, 1999 ; Valentine et Duffy, 2006).

III. Les réseaux trophiques des herbiers de Magnoliophytes marins

Le réseau trophique d'un écosystème désigne les flux d'énergie et de matière existant entre les êtres vivants et leur milieu. L'étude de ces réseaux permet de mieux comprendre l'organisation des communautés biotiques (Cohen *et al*., 1993). Les réseaux trophiques des herbiers et leur dynamique ont déjà été étudiés à travers le monde (Kharlamenko *et al.*, 2001 ; Connolly *et al*., 2005 ; Alfaro *et al.*, 2006 ; Jaschinski *et al.*, 2008, 2011 ; Lebreton *et al*., 2011 ; Dubois *et al.*, 2014).

III.1. La voie directe

Les herbiers de Magnoliophytes marins sont très productifs et produisent ainsi une forte biomasse de matière organique sous forme de feuilles, de racines et de rhizomes. D'après une estimation de Duarte et Cebrian (1996) réalisée sur l'ensemble des espèces de Magnoliophytes marins, seulement 19% ±5% de la production primaire des herbiers est destinée à la consommation directe par les herbivores.

Actuellement, dans la Caraïbe, l'herbivorie directe est assurée par la tortue verte *Chelonia mydas,* les oursins *Lytechinus variegatus* (oursin vert), *Tripneustes esculentus* (oursin blanc) et *Diadema antillarum* (oursin diadème) ainsi que dans une moindre mesure, par des espèces de poissons herbivores tels que les perroquets dont *Sparisoma radians* (Lobel et Ogden, 1981 ; Orth et van Montfrans, 1984 ; Thayer *et al*., 1984 ; Valentine et Duffy, 2006).

Les feuilles de *Thalassia testudinum* contiennent entre 35 et 59% en poids sec de cellulose, molécule difficilement assimilable par les herbivores, impliquant une résistance à la macération physique et à la digestion (Vicente *et al*., 1980). La composition en macro-nutriments de *Thalassia testudinum* présente des apports nutritifs intéressants puisque les feuilles contiennent 30,2% de protéines, 6,2% de glucides solubles et 5,7 % de lipides (Dromard, 2013). Les tortues et les dugongs pâturent un certain temps des zones d'herbiers, stimulant ainsi leur productivité, conduisant à rendre les feuilles tendres et riches en nutriments (Thayer *et al*., 1984). Par ailleurs, les espèces de Magnoliophytes marins sécrètent des composés phénoliques à la fois dans les feuilles, les racines et les rhizomes qui agissent en tant que défense face à l'herbivorie (Zapata et Mcmillan, 1979 ; Mcmillan *et al.*, 1980 ; McMillan,

1984). Cependant, certains herbivores marins comme les poissons ont des adaptations physiologiques favorisant la digestion de la cellulose (faible pH stomacal, présence de symbiontes bactériens dans le tractus digestif, présence de calcaire dans les épiphytes) (Valentine et Duffy, 2006).

Certains Invertébrés tels que les Crevettes ou les Gastéropodes consomment des Magnoliophytes (Fry et Parker, 1979 ; Holzer *et al*., 2011). Mais l'ingestion des feuilles de Magnoliophytes fraîches par les Invertébrés est considérée comme plutôt rare comparée à celle des épiphytes, des détritus ou des macro-algues en raison de leur nature plus digeste (Kitting *et al*., 1984 ; Thayer *et al*., 1984 ; Duffy et Hay, 2000 ; Cebrian, 2002).

Ainsi, dans la Caraïbe, entre 1 et 30% de la production primaire est consommée par les herbivores (Cebrián *et al*., 1998) ce qui fait de l'herbivorie directe une voie trophique minoritaire.

III.2. La voie détritique

La production primaire de Magnoliophytes marins qui n'est pas consommée directement par les herbivores est destinée à être exportée vers des zones adjacentes à l'herbier d'origine (24%), stockée dans le sédiment (16%) ou être décomposée (50%) (Duarte et Cebrian, 1996).

Une partie des nutriments présents dans les rhizomes de Magnoliophytes sont issus de la translocation des nutriments provenant des feuilles avant la sénescence. Pourtant, les racines et les rhizomes sont plus pauvres en azote et contiennent une plus grande quantité de matériel réfractaire que les feuilles (Kenworthy et Thayer, 1984). De plus, leur position souterraine ne les soumet pas à une action abrasive des courants et les expose à des conditions anaérobies ne permettant pas une décomposition efficace (Harrison, 1989 ; Kenworthy et Thayer, 1984). Cette matière organique est ainsi soumise à une décomposition plus lente à travers des processus diagéniques (Duarte et Cebrian, 1996) et n'atteint les niveaux trophiques supérieurs que de manière très indirecte.

Une fois détachées de leur faisceau par abscission, les feuilles mortes de Magnoliophytes marins, passives et soumises au courant, peuvent être exportées dans des zones extérieures à la zone de production. Cette production primaire ainsi perdue, n'atteindra pas les niveaux trophiques supérieurs de l'herbier d'origine (Cebrian et Duarte, 2001). Cependant, la moitié de la production primaire des Magnoliophytes marins est destinée à se décomposer au niveau du sédiment de l'herbier d'origine (Duarte et Cebrian, 1996) et à atteindre les niveaux trophiques supérieurs par la voie détritique (Thayer *et al*., 1984 ; Mateo *et al*., 2006).

La décomposition des détritus d'herbiers est limitée par la présence de lignine et de cellulose, molécule réfractaire à la digestion bactérienne (Kenworthy et Thayer, 1984) et par la présence de composés phénoliques sulfatés inhibant la dégradation par les bactéries (Mcmillan *et al*., 1980). De plus, les composés labiles présents dans les feuilles sont lessivés dès la sénescence (Rublee et Roman, 1982). La quantité d'azote de la litière est ainsi inférieure à celle des feuilles vivantes.

La décomposition est favorisée par la fragmentation mécanique des détritus d'herbiers d'origine physique et biologique (Rublee et Roman, 1982). L'action abrasive des mouvements de l'eau favorise le lessivage des feuilles c'est-à-dire la perte des composés labiles et la dissolution des molécules solubles (Rublee et Roman, 1982). La fragmentation mécanique est principalement réalisée par les Invertébrés détritivores tels que les Amphipodes et les Isopodes (Fenchel, 1970 ; Zimmerman *et al*., 1979 ; Lepoint *et al*., 2006). Ils réduisent la taille des particules ce qui augmente la surface colonisable par les micro-organismes et favorisent ainsi le taux de dégradation (Fenchel, 1970 ; Zimmerman *et al*., 1979).

La litière abrite une abondante communauté d'organismes dominée par des espèces détritivores (Gallmetzer *et al*., 2005) et des micro-organismes tels que des bactéries, des levures, des protozoaires, et des micro-algues (Fenchel, 1970) ainsi que de nombreux Nématodes (Hopper et Meyers, 1967). Tandis que les bactéries sont consommées par des flagellées et des ciliés, eux-mêmes consommés par des ciliés, les Nématodes s'alimentent des levures (Meyers et Hopper, 1966 ; Fenchel, 1970). Les micro-organismes assimilent ainsi les composés labiles présents dans les détritus d'herbiers ou les épiphytes encore présents à leur surface (Lepoint *et al*., 2006). Les détritivores tels que les Amphipodes assimilent ainsi plus efficacement la microflore associée aux détritus que les détritus eux-mêmes (Fenchel, 1977) mais cela dépend des espèces (Lepoint *et al*., 2006). Les fragments de détritus associés à des micro-organismes, ingérés par les Amphipodes, passent à travers l'intestin sans être digérés et sont ensuite rejetés à l'extérieur sous forme de pelotes fécales qui sont alors colonisées par les micro-organismes. Les Amphipodes peuvent alors ingérer leurs propres pelotes fécales (Fenchel, 1970 ; Zimmerman *et al.*, 1979*).*

Les détritus issus des feuilles de Magnoliophytes marins sont le siège d'un recyclage des nutriments et supportent une importante production primaire, de décomposeurs bactériens, et secondaire, d'Invertébrés détritivores (Zieman *et al*., 1984 ; Cebrian, 1999, 2002 ; Mateo *et al*., 2006). Cependant, certains détritivores tels que les Amphipodes et les Isopodes ont la capacité d'assimiler directement le carbone des détritus d'herbiers grâce à des enzymes spécifiques digérant la cellulose (Zimmer *et al*., 2002 ; Johnston *et al*., 2005 ; Lepoint *et al*.,

2006). La chaîne trophique détritique est ainsi plus courte et favorise le maintien de la production primaire dans l'herbier d'origine (Lepoint *et al*., 2006). Les Invertébrés détritivores tels que les Nématodes, les Crustacés et les Polychètes constituent eux aussi des intermédiaires trophiques entre la matière détritique et les consommateurs supérieurs (Edgar et Shaw, 1995 ; Lepoint *et al*., 2006 ; Mateo *et al*., 2006 ; Como *et al*., 2008).

III.3. La voie épiphytique

La surface des feuilles d'herbiers constituent un substrat disponible pour la colonisation de divers organismes végétaux et animaux appelés épiphytes définis comme les « organismes se développant sur des végétaux » (Borowitzka *et al*., 2006). Les algues épiphytes contribuent de manière significative au réseau trophique des herbiers (Kitting *et al*., 1984 ; Moncreiff et Sullivan, 2001). Ainsi, les épiphytes représentent entre 19% et 37% de la production primaire totale (Heijs, 1984) des herbiers à *Thalassia hemprichii* en Papouasie Nouvelle Guinée et jusqu'à 50 % concernant les herbiers à *Thalassia testudinum* en Floride (Wear *et al*., 1999).

Dans la région Caraïbe, la composition des épiphytes présents sur les feuilles de *Thalassia testudinum* est diversifiée et structurée en communautés successives (Corlett et Jones, 2007) (Figure I.1).

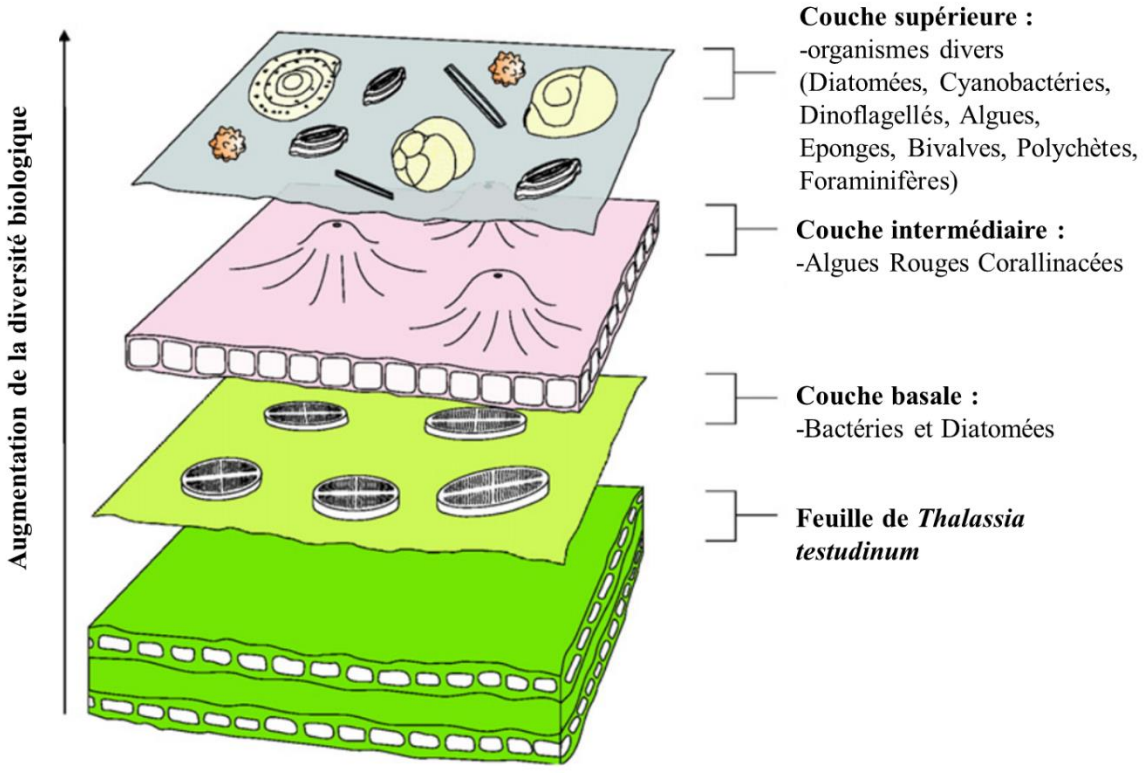


Figure I.1. Epiphytes recouvrant les feuilles de *Thalassia testudinum*, d'après Corlett et Jones (2007).

La couche basale se formant à la surface de la feuille est un biofilm composé de bactéries et de diatomées (Novak, 1984 ; Sterrenburg *et al*., 1995 ; Corlett et Jones, 2007). La couche intermédiaire est constituée d'une communauté d'Algues Rouges Corallinacées encroûtantes (Valentine et Duffy, 2006 ; Corlett et Jones, 2007). La couche supérieure est composée de périphyton, ensemble d'organismes unicellulaires tels que des Diatomées, des Cyanobactéries et des Dinoflagellés (Jernakoff et Nielsen, 1997), mais aussi d'organismes filtreurs tels que des Eponges, des Hydraires, des Actiniaires, des Tuniciers, des Bryozoaires, ainsi que des Foraminifères et des Polychètes spirorbes (Valentine et Duffy, 2006 ; Corlett et Jones, 2007).

Les épiphytes, très productifs et diversifiés, représentent jusqu'à 30 % de la biomasse totale aérienne des herbiers (Valentine et Duffy, 2006) et constituent la principale source de nourriture des mésobrouteurs (Zimmerman *et al.*, 1979 ; Jernakoff *et al*., 1996 ; Frankovich et Zieman, 2005). Les épiphytes sont en effet plus digestibles que les feuilles de Magnoliophytes marins (Gil *et al*., 2006) et sont préférés à la matière détritique (Zimmerman *et al.*, 1979 ; Kitting *et al*., 1984).

Les épiphytes absorbent jusqu'à 60% de la lumière incidente (Drake *et al*., 2003), entravent les échanges gazeux et affectent ainsi la photosynthèse des Magnoliophytes marins (Zimmerman, 2006). L'activité photosynthétique et la croissance des Magnoliophytes est ainsi plus efficace lorsque les épiphytes sont absents (Jensen *et al*., 1998). Les mésobrouteurs ont une relation mutualiste facultative avec les herbiers (Valentine et Duffy, 2006). Ils régulent la biomasse des épiphytes en les consommant et facilitent ainsi la croissance des Magnoliophytes marins de manière indirecte en les libérant de la compétition existant entre ces plantes et leurs épiphytes. La distribution et l'abondance des mésobrouteurs sont influencées par les algues épiphytes et le périphyton qu'ils consomment (Bologna et Heck, 1999 ; Fong *et al*., 2000 ; Valentine et Duffy, 2006).

III.4. Le microphytobenthos et le biofilm

Le microphytobenthos comprend les algues unicellulaires ou pluricellulaires photosynthétiques telles que les Diatomées et les Cyanobactéries qui se développent dans les premiers millimètres de la surface du sédiment (Daehnick *et al*., 1992 ; MacIntyre *et al.*, 1996). Le biofilm à la surface du sédiment désigne les bactéries et le microphytobenthos insérés dans une matrice de polysaccharides (Daehnick *et al*., 1992). Le microphytobenthos est responsable d'une production primaire importante de l'herbier (Daehnick *et al*., 1992 ; Moncreiff *et al*., 1992 ; Moncreiff et Sullivan, 2001 ; Kaldy *et al*., 2002 ; Lebreton *et al.*, 2011). Ainsi, la contribution des micro-algues du sédiment à la production primaire totale de l'herbier, entre 8

et 36 %, est parfois aussi importante que celle du phytoplancton (15-20%), celle des Magnoliophytes marins (33-38%) ou celle des macro-algues (33-42%) (Kaldy *et al*., 2002), ce qui a aussi été observé par Daehnick *et al.* (1992) et Moncreiff *et al.* (1992).

Le microphytobenthos contribue directement à la production primaire dans la colonne d'eau lorsqu'il est remis en suspension (MacIntyre *et al*., 1996). Les micro-algues du sédiment sont aisément digestibles et contribuent au régime alimentaire de nombreux Invertébrés benthiques dans les herbiers (Lepoint *et al*., 2000 ; Moncreiff et Sullivan, 2001; Jaschinski *et al*., 2008 ; Lebreton *et al*., 2011). Ainsi, les micro-algues benthiques sont parmi les plus importantes sources de nourriture avec les micro-algues épiphytiques dans les herbiers à *Halodule wrightii* (Moncreiff et Sullivan, 2001). Il existe des relations quantitatives entre l'alimentation et le taux de croissance de la faune et l'abondance du microphytobenthos et de la matière organique en suspension (Miller *et al*., 1996). Le sédiment des herbiers est également enrichi en matière organique par les matières en suspension d'autant plus que la rhizosphère et la canopée de l'herbier favorise leurs dépôts (Marbà *et al*., 2006).

III.5. Les matières en suspension

L'herbier agit comme un piège pour les particules en suspension. De manière passive, la strate foliaire piège les particules en suspension issues de la colonne d'eau en freinant la turbulence de l'eau (Koch *et al*., 2006). Une partie de ces matières en suspension adhère à la surface des feuilles (Marbà *et al*., 2006) et participe à la formation du périphyton. De manière active, les suspensivores présents dans l'herbier ou en épiphytes sur les feuilles (Ascidies, Eponges, Bryozoaires, Bivalves) capturent ces particules mais sont minoritaires dans la communauté des mésobrouteurs (Marbà *et al.*, 2006). En milieu tropical, les eaux oligotrophes ne permettent pas une production de phytoplancton élevée sauf en milieu côtier du fait des apports terrigènes en nutriments. L'utilisation de cette source dans les réseaux trophiques des herbiers est minoritaire comparée à celle des producteurs primaires benthiques.

IV. Transfert d'énergie vers les niveaux trophiques supérieurs

Les herbiers à *Thalassia testudinum* présents dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin sont largement colonisés par des espèces de poissons en phase juvéniles dont 40% sont d'intérêt commercial confirmant le rôle de nurserie de ces herbiers (Aliaume *et al*., 1990 ; Bouchon-Navaro *et al.,* 2004). Les fortes abondances de juvéniles de poissons récifaux dans la mangrove et dans l'herbier confèrent à ces habitats le rôle de nurseries (Nagelkerken *et al.*, 2000).

Lorsqu'ils sont juvéniles, les poissons résident dans les herbiers ou la mangrove puis migrent vers le récif pour y vivre leur vie d'adulte (Nagelkerken *et al.*, 2001). Dans la Baie de Fort-de-France en Martinique, les espèces résidentes des herbiers forment 15% des espèces, 76% des effectifs et 80% de la biomasse des poissons (Bouchon-Navaro *et al*., 1992).

Les herbiers présentent une plus grande richesse spécifique de poissons lorsqu'ils sont proches de la mangrove révélant ainsi la complémentarité de ces deux habitats (Nagelkerken *et al.*, 2001). Des études sur les communautés de poissons dans les herbiers du GCSM ont montré que les stations côtières étaient plus riches en termes de nombre d'espèces, d'abondance et de biomasse que celles proches du récif corallien (Aliaume *et al*., 1990 ; Bouchon-Navaro *et al.*, 2004 ; Kopp *et al*., 2007). La proximité de la barrière récifale est un facteur important de la composition ichtyologique des herbiers qui en sont proches en raison des migrations nycthémérales réalisées par les poissons, se cachant dans les récifs le jour et venant se nourrir la nuit dans les herbiers (Kopp *et al*., 2007). La structure de l'herbier (hauteur de la canopée, biomasse des herbiers, densité des plants), matière organique du sédiment, concentrations en zooplancton dans la colonne d'eau sont des facteurs explicatifs de la structure des communautés de poissons (Blanc *et al*., 2001).

Les poissons vivant dans les herbiers, tempérés ou tropicaux, sont en majorité des carnivores de premier ordre et se nourrissent des Invertébrés de l'épifaune vagile (Edgar et Shaw, 1995 ; Nakamura *et al*., 2003 ; Bouchon-Navaro *et al*., 2004). Dans le GCSM, les poissons appartenant à ce groupe trophique dominent les assemblages à la fois le jour et la nuit (Kopp *et al*., 2007). De plus, ils sont responsables de la plus forte abondance des poissons dans les herbiers proches de la mangrove (Kopp *et al*., 2007).

Les proies majoritaires consommées par les poissons omnivores et carnivores présents dans les herbiers sont les Crustacés tels que les Copépodes, les Péracarides, les Décapodes et les Brachyoures (Edgar et Shaw, 1995). Avant de migrer vers le récif, les juvéniles de poissons passent d'une alimentation basée sur les petits Crustacés vers une nourriture composée principalement de Décapodes puis de poissons (Cocheret de la Morinière *et al.*, 2003). La prédation est ainsi une force clé dans la structuration des communautés de l'épifaune vagile (Orth *et al*., 1984).

V. Problématique et objectifs de l'étude

Dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin, les études concernant les herbiers de *Thalassia testudinum* ont révélé leur importance en tant que producteurs primaires (Chauvaud *et al*., 2001) et leur rôle de nurserie pour des espèces de poissons d'intérêt commercial (Bouchon-Navaro *et al*., 1997, 2004). La comparaison des herbiers proches de la mangrove côtière à ceux situés plus au large, près de la barrière récifale, a montré que ceux-ci présentaient des différences de structures physiques (Aliaume *et al.*, 1990 ; Blanc *et al*., 2001 ; Chauvaud *et al*., 2001) et de structures de communautés de poissons (Aliaume *et al*., 1990 ; Baelde, 1990 ; Blanc *et al.*, 2001 ; Bouchon-Navaro *et al*., 2004 ; Kopp *et al.*, 2007). De plus, la majorité des poissons vivants dans les herbiers sont des carnivores de premier ordre qui se nourrissent des Invertébrés de l'épifaune vagile (Bouchon-Navaro *et al.*, 1992 ; Edgar et Shaw, 1995 ; Nakamura *et al*., 2003). Par ailleurs, les poissons récifaux réalisent des incursions trophiques nocturnes dans les herbiers proches de la barrière récifale (Kopp *et al.*, 2007). L'importance des communautés d'épifaune vagile dans le transfert d'énergie des producteurs primaires vers les consommateurs supérieurs a déjà été démontrée dans la région Caraïbe (Zieman *et al*., 1984 ; Belicka *et al.*, 2012 ; Vaslet *et al.*, 2012), ce qui n'a pas encore été le cas dans les Petites Antilles.

L'objectif principal de ce travail est d'étudier la structure des communautés des Invertébrés de l'épifaune vagile et le rôle de ce compartiment dans la structure et le fonctionnement du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum* de la Baie du Grand-Cul-de Sac Marin. Pour cela, deux sites d'herbier ont été comparés, l'un proche de la mangrove côtière et l'autre près de la barrière récifale, en saison sèche et en saison humide.

L'étude s'est ainsi focalisée sur 1) la relation entre la structure des communautés de l'épifaune vagile et la complexité des herbiers, 2) l'utilisation des sources de matière organique disponibles par les Invertébrés de l'épifaune vagile et 3) les interactions trophiques entre les Invertébrés et les poissons.

Le chapitre I ci-dessus est une introduction au contexte scientifique dans lequel s'inscrit cette étude et pose la problématique.

Le chapitre II décrit le milieu d'étude, les méthodes d'échantillonnage employées et les analyses utilisées.

Le chapitre III expose l'ensemble des résultats obtenus et est scindés en quatre parties. La première partie traite de la relation entre la complexité de l'herbier et la structure des

communautés de l'épifaune vagile. La deuxième partie évalue la disponibilité des sources de matière organique dans les herbiers et leur qualité nutritive. La troisième partie montre l'utilisation des sources de matière organique par les Invertébrés de l'épifaune vagile. La quatrième partie présente la composition du régime alimentaire des poissons.

Les résultats sont discutés dans le chapitre IV sous forme de quatre parties identiques à celles du chapitre III.

Le chapitre V synthétise les nouvelles connaissances acquises et propose des perspectives pour de futures études.

CHAPITRE 2 :

MILIEU D'ETUDE,

MATERIEL ET METHODES

I. Présentation du milieu d'étude

I.1. La Guadeloupe

Située dans l'arc insulaire des Petites Antilles, la Guadeloupe (1702 km^2) est localisée entre les latitudes 15°57'N et 16°31'N et les longitudes 61°10'W et 61'48'W (Figure II-1a).

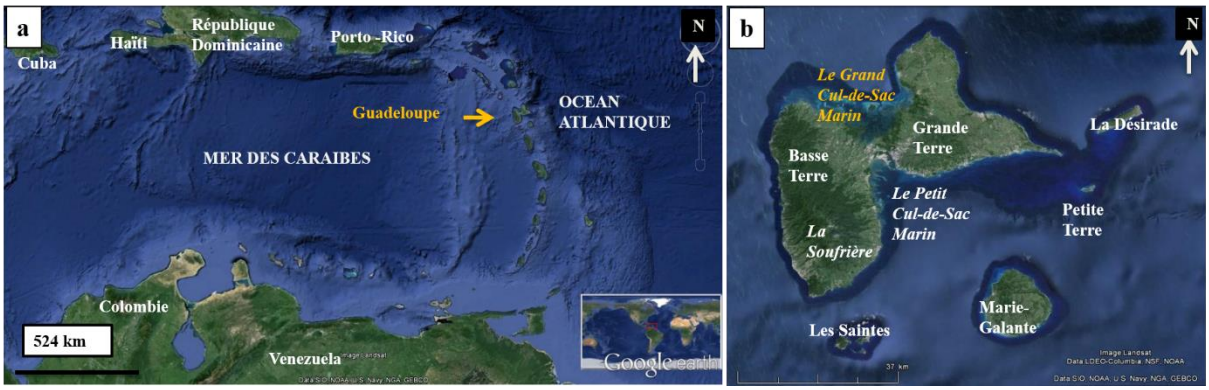


Figure II-1a, b. Image « Landsat » (data LDEO-Columbia, NSF, NOAA) de a) la Guadeloupe dans la région Caraïbe, b) l'archipel Guadeloupéen.

Cet archipel est composé de deux îles principales, la Basse Terre (848 km^2) à l'ouest, et la Grande Terre (590 km^2) à l'est, ainsi que de petites îles périphériques telles que l'archipel des Saintes, Marie Galante, Petite Terre et la Désirade (Figure II-1b). La Basse Terre, d'origine volcanique, culmine à 1467 m (volcan de la Soufrière) tandis que la Grande Terre est un ancien récif corallien érodé. La Rivière Salée est un étroit chenal bordé de mangrove de 5 km de longueur et de 200 m maximum de largeur. Elle sépare les deux îles principales et fait communiquer ainsi deux baies, le Grand Cul-de-Sac Marin au nord et le Petit Cul-de-Sac Marin au sud.

La situation géographique de la Guadeloupe lui confère un climat tropical insulaire humide et chaud caractérisé par deux saisons bien marquées. La saison sèche et fraîche, appelée « carême », débute en janvier et se termine en juin. Les alizés, forts et frais, impliquent des températures de l'air et de la mer les plus basses de l'année (respectivement 24°C et 26°C en moyenne). La pluviométrie en cette saison ne dépasse pas 150 mm.mois^{-1} (Météo France). La saison chaude, appelée localement « hivernage », a lieu de juillet à décembre. Les alizés sont plus faibles et les températures de la mer et de l'air sont plus chaudes (respectivement 28°C et 30°C en moyenne). La pluviométrie peut atteindre 250 mm.mois^{-1}. Les épisodes pluvieux sont ponctuels mais intenses et peuvent être associés à des ouragans. Ces derniers sont susceptibles

d'atteindre la Guadeloupe de juillet à novembre. Du fait de l'hétérogénéité spatiale des reliefs, la moyenne annuelle de pluviométrie sur la Grande Terre est de 1000 $mm.an^{-1}$ tandis que ce paramètre peut atteindre 10 000 $mm.an^{-1}$ en Basse Terre (Météo France). Le réseau hydrographique est lui aussi très contrasté. Les cours d'eau temporaires de la Grande Terre s'assèchent en période sèche tandis que la Basse-Terre est drainée par plus de 50 rivières pérennes.

I.2. La baie du Grand Cul-de-Sac Marin

Située dans la partie septentrionale de la Guadeloupe, le Grand Cul-de-Sac Marin est une baie de 11 000 hectares ouverte sur la mer des Caraïbes (Chauvaud *et al.*, 2001) (Figure II-1). Au nord, le lagon est protégé de la houle par une barrière récifale orientée est-ouest de 29 km de long, la plus grande de la Caraïbe. Celle-ci supporte plusieurs îlets : l'îlet Caret, l'îlet Fajou et l'îlet à Colas (Bouchon et Laborel, 1990). Quatre passes entrecoupent la barrière récifale et correspondent à d'anciennes vallées fluviales datant du Pléistocène creusées dans le récif au cours des dernières glaciations (Guilcher et Marec, 1978). À l'intérieur du lagon, des dépressions qui sont le prolongement des passes séparent de nombreux hauts fonds (Castaing *et al*., 1984). La zone côtière de la baie est recouverte à 90% de forêts de mangrove dominée par le palétuvier rouge *Rhizophora mangle*.

Les conditions hydrologiques sont marquées par un gradient décroissant de l'influence terrigène orienté de la côte vers le large. Les eaux du large entrent dans le lagon par-dessus la barrière récifale à la faveur de la houle et par les passes à marée montante (Figure II-2). Les alizés poussent les eaux de surface vers l'ouest, en direction de la passe de la Grande Coulée, qui constitue l'exutoire principal des eaux du lagon. Les bassins versants alimentent le lagon en eau douce par percolation à travers la mangrove et via quelques rivières, en particulier la Grande Rivière à Goyave, principal cours d'eau de la Guadeloupe. Les vitesses du courant circulant à l'intérieur du lagon sont faibles (1 à 3 $cm.s^{-1}$). La marée est mixte et semi-diurne avec un marnage de 35 cm en moyenne (Castaing *et al*., 1984 ; Assor, 1988). En saison sèche, les échanges d'eau se font uniquement par les canaux et les rivières. En saison des pluies, la mangrove inondée subit un lessivage en direction du lagon et particulièrement en période de pluies diluviennes (Baelde, 1986). Ainsi, le Grand Cul-de-Sac Marin peut être divisé en une zone septentrionale caractérisée par un fort renouvellement des eaux au niveau de la barrière récifale et une zone méridionale plus confinée et moins renouvelée (Assor, 1988).

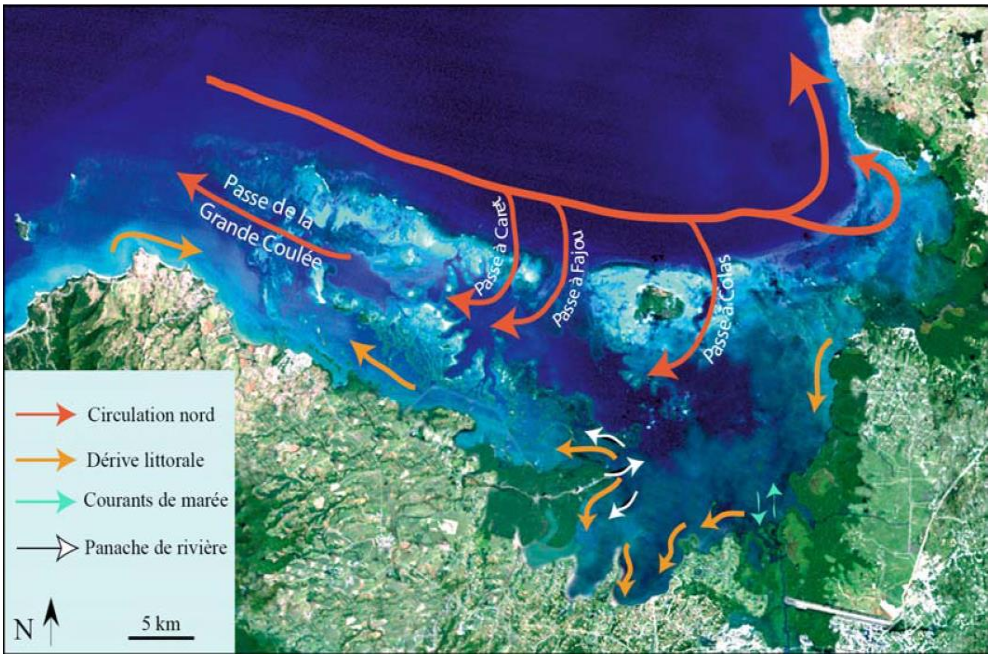


Figure II-2. Carte de la circulation générale des masses d'eau dans le Grand Cul-de-Sac Marin (d'après Assor, 1988 et Vaslet, 2009). Photographie « Landsat ».

Au nord, les hauts fonds du lagon sont occupés par des sables bioclastiques originaires de la barrière récifale et représentatifs des zones exposées à la houle. Il s'agit de sables grossiers à moyen d'origine organogène tels que des fragments d'algues calcaires du genre *Halimeda*, de débris coralliens et coquilliers (Guilcher et Marec, 1978). Des dépôts terrigènes fins sont observés en bordure de côte proche de la mangrove et au fond des dépressions du lagon. Entre les deux, il existe un faciès de transition à dominante carbonatée (Guilcher et Marec, 1978).

Les températures de l'eau varient entre une maximale de 30°C en saison humide et une minimale de 26,5°C en saison sèche (Baelde, 1990 ; Bouchon *et al*., 2008). La moyenne des valeurs de salinité sont plus faibles en bordure de mangrove (32,9 en saison sèche et 28,8 en saison des pluies) qu'au niveau de la barrière récifale à l'Est de l'îlet Fajou (35,7 en saison sèche et 33,5 en saison des pluies) (Vaslet, 2009).

En bordure de mangrove, les valeurs d'oxygène dissous sont stables et proches de la saturation ($6,3 \pm 0,3 mg.l^{-1}$) (Vaslet, 2009). Il existe des phénomènes de sursaturation en oxygène ($> 8 mg.l^{-1}$) au niveau de la barrière récifale, où la houle assure un brassage important de l'eau, ainsi qu'au niveau des herbiers de Magnoliophytes marins, du fait de leur activité photosynthétique (Castaing *et al*., 1984).

I.3. Les herbiers de Magnoliophytes marins

La cartographie des biocénoses marines dans le Grand Cul-de-Sac Marin révèle la présence de trois habitats principaux : les herbiers de Magnoliophytes marins, les récifs coralliens et la mangrove (Figure II-3).

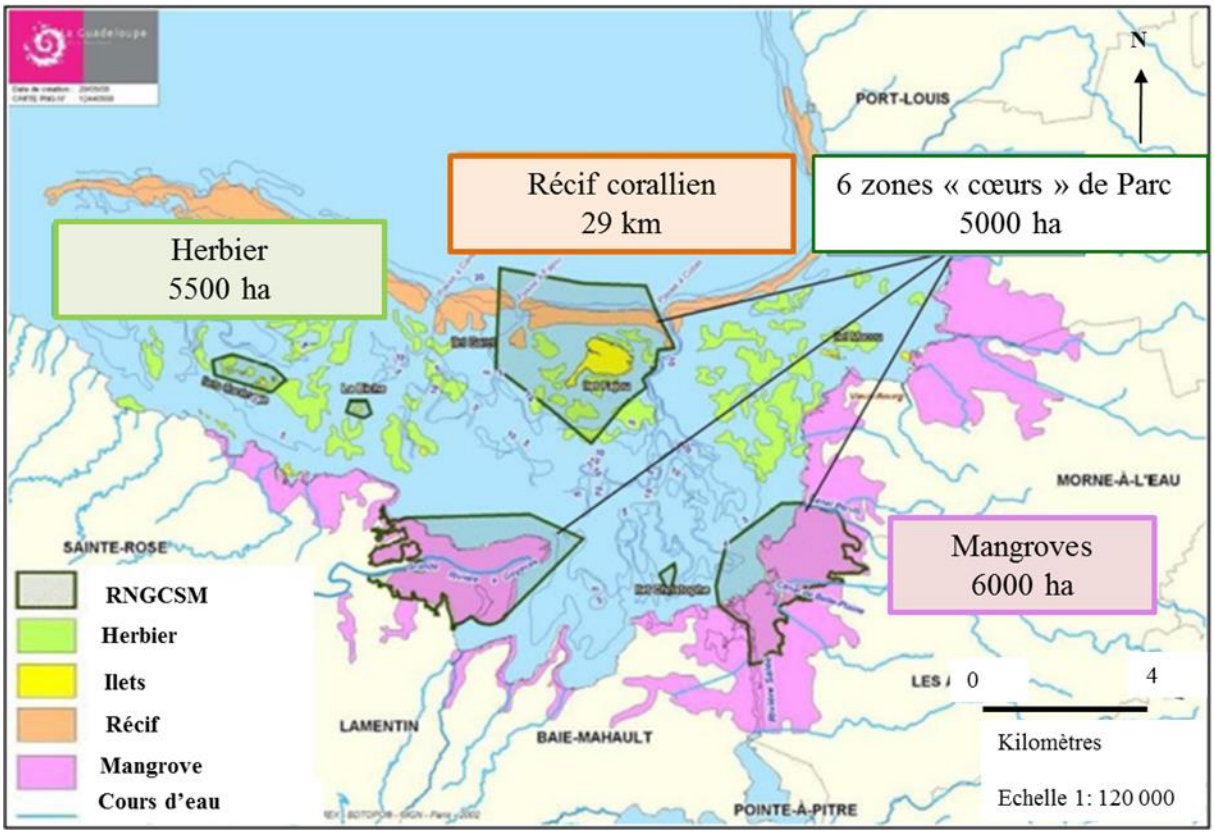


Figure II-3. Carte du lagon du Grand Cul-de-Sac Marin et des biocénoses présentes (modifié d'après Lerebours et Magnin, 2013).

La baie du Grand Cul-de-Sac Marin est en partie située dans le « coeur » du Parc National de la Guadeloupe et est classé Réserve « Man and Biosphere » par l'Unesco depuis 1994. Les zones côtières de Cœur de Parc (Figure II-3) relèvent de la protection de la convention internationale RAMSAR.

Dans le Grand Cul-de-Sac Marin, les herbiers de Magnoliophytes marins, situés sur les hauts fonds de 0 à 5 m de profondeur, occupent 8200 ha, soit 42% des biocénoses infralittorales et 58% des fonds meubles (Chauvaud *et al.*, 2001) (Figure II-4).

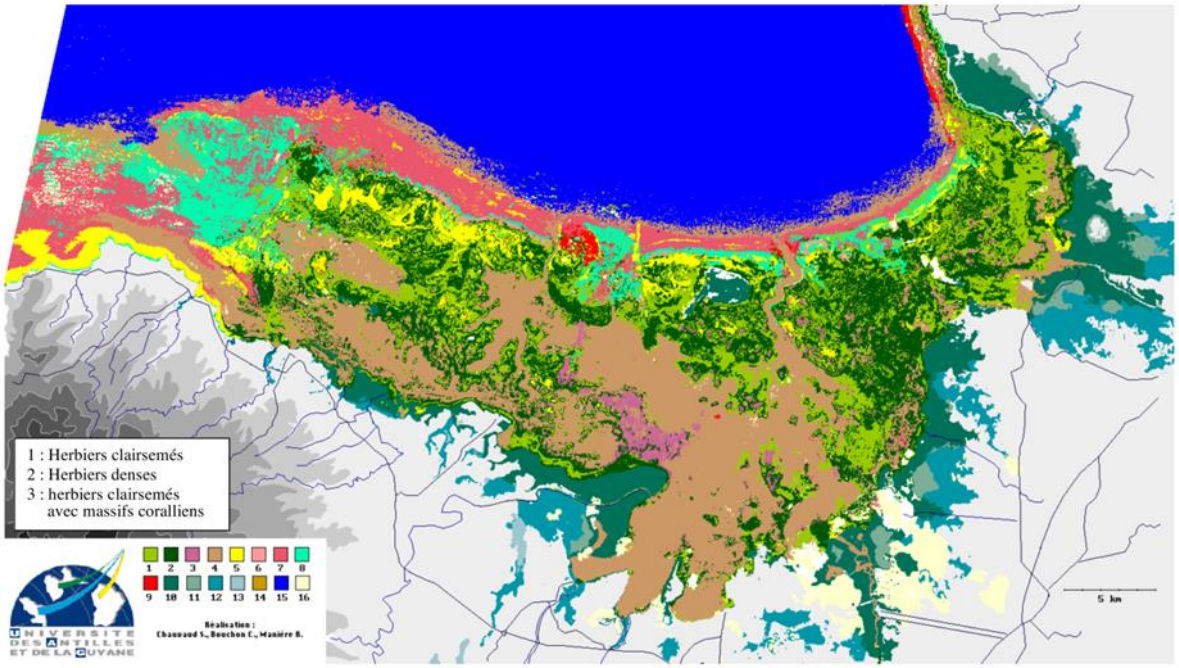


Figure II-4. Cartographie par télédétection des biocénoses du Grand Cul-de-Sac Marin de Guadeloupe, d'après Chauvaud *et al.* (2001).

Parmi ces 8200 ha, 4879 ha sont des herbiers denses et 3341 ha sont des herbiers clairsemés (Bouchon *et al*., 2002). Ils sont essentiellement constitués par l'espèce climacique *Thalassia testudinum* (Hydrocharitacea) (Banks et Solander ex König, 1805) souvent en cohabitation avec l'espèce pionnière *Syringodium filiforme* (Kützing, 1860) (Potamogetonacea). *Thalassia testudinum* s'installe, de préférence, dans un sédiment enrichi en matière organique par *Syringodium filiforme*, qu'elle supplante ensuite (Zieman, 1982).

Parmi les 5 espèces et 4 genres (*Thalassia, Syringodium, Halophila, Halodule*), *Thalassia testudinum* est la plus abondante le long des côtes Caraïbes et de celles du Golfe du Mexique (Den Hartog, 1970). Sa distribution bathymétrique s'étend de la surface jusqu'à une dizaine de mètres dans la zone euphotique. Les feuilles de *Thalassia testudinum* peuvent mesurer entre 10 et 30 cm. Des rhizomes interconnectés, partent des faisceaux de 3 à 5 feuilles d'environ 1 mm de largeur et de 0,2 mm d'épaisseur.

II. Matériel et méthodes

II.1. Les sites et les dates de prélèvements

Les herbiers mono-spécifiques à *Thalassia testudinum* sélectionnés pour cette étude sont localisés sur des sites représentatifs des deux pôles du gradient côte-large du Grand Cul-de-Sac Marin et sont situés dans le cœur du Parc National de la Guadeloupe (Figure II-5).

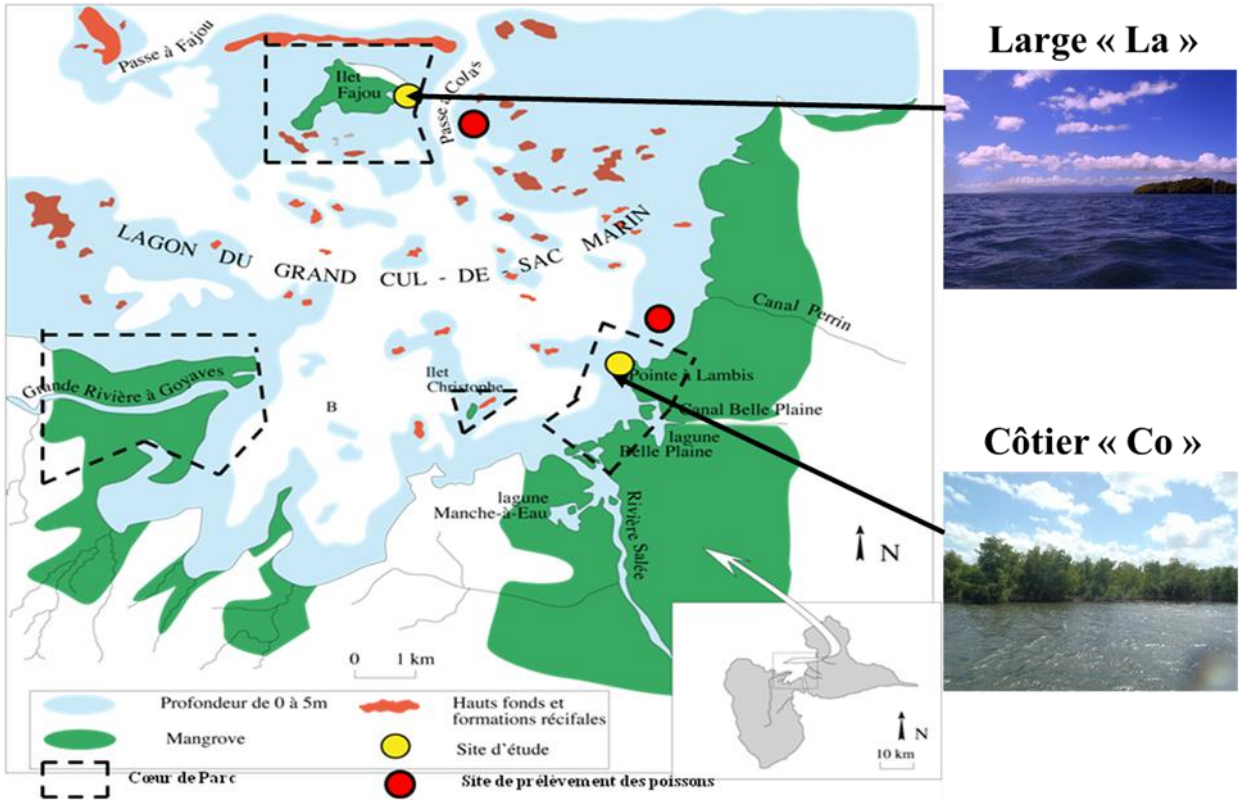


Figure II-5. Localisation des sites de prélèvements principaux (points jaunes) et photographies associées et localisation des sites de prélèvements particuliers des poissons (points rouges) (modifié d'après Aliaume *et al.*, (1990)).

L'herbier côtier et l'herbier du large montrent des aspects morphologiques différents (Figure II-6).

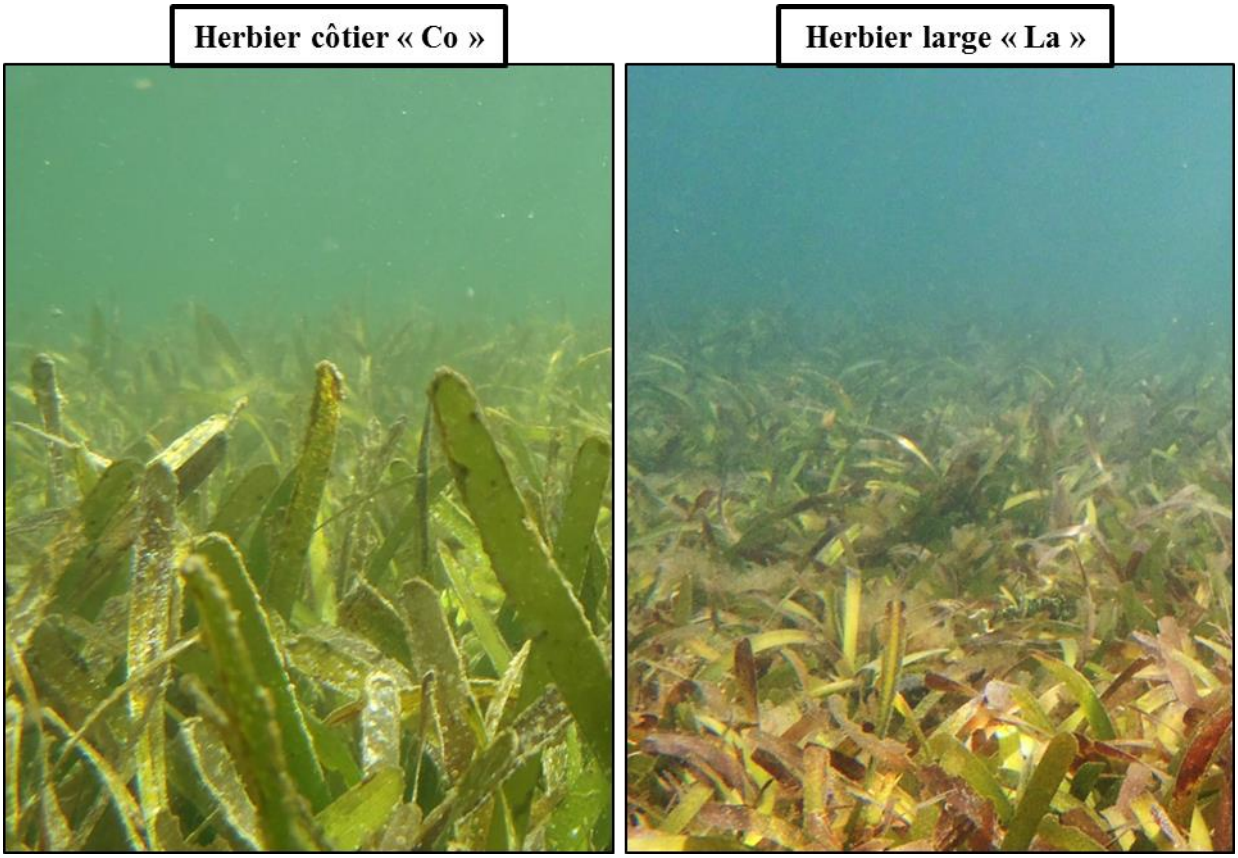


Figure II-6. Photographies de l'herbier côtier « Co » et de l'herbier du large « La) montrant leurs différents aspects morphologiques.

Le site côtier noté « **Co** » (coordonnées : 16° 18' 18'' N, -61° 32' 42'' W) est situé au niveau de la pointe à Lambis proche de la mangrove côtière et se trouve ainsi en mode hydrodynamique abrité. Les herbiers de ce site sont implantés sur un sédiment vaseux et riche en matière organique (Chauvaud, 1997).

Le site du large noté « **La** » (coordonnées : 16° 20' 54'' N, -61° 34' 45'' O) est situé à environ 100 m à l'est de l'îlet Fajou et à environ 200 m de la passe à Colas qui coupe la barrière récifale distante de 500 m. Des mesures de la force des mouvements de l'eau effectuées par « la technique des demi-sphères en plâtre » (Doty, 1971) ont révélé que les eaux du site situé au large étaient 2,3 fois plus agitées que celles du site côtier (Lacas *et al*., 2010). Le sédiment superficiel y est sablo-vaseux du fait à la fois de l'éloignement par rapport à la côte et de la force des courants réduisant ainsi les apports de matière organique terrigène.

Les herbiers de ces deux sites sont localisés à des profondeurs d'environ 0,6 m.

Les poissons ont été récoltés à proximité de ces deux sites, dans des zones d'herbiers aux conditions écologiques similaires à ceux-ci et situés en dehors du cœur de Parc National (Figure II-5).

Les échantillons ont été collectés en saison sèche notée « **Ss** » et en saison humide notée « **Sh** ».

Le calendrier des échantillonnages est résumé dans le Tableau II.1

Tableau II-1. Résumé des échantillonnages réalisés pour la présente étude.

Echantillons	**Sites**	**Dates Isotopes /Acides gras**	**Autres mesures**	**Dates Autres mesures**
Feuilles *T. testudinum*	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13	longueur des feuilles/densité des plants/production primaire/biomasse foliaire	janv 12 et sept 12
Racines et rhizomes	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13		
Litière	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13	biomasse	janv 12 et sept 12
Epiphytes	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13	charge/composition	janv 12 et sept 12
Biofilm	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13		
MES	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13	concentration	janv 12 et sept 12
Zooplancton	Lambis/Fajou	janv 12 et sept 13		
Epifaune vagile	Lambis/Fajou	janv 12* et sept 13	effectif	janv 11 et sept 12*
Poissons	Nord de Lambis /Est de Fajou	janv 12 et sept 13	longueur totale/poids/ contenus stomacaux	janv 12 et sept 12

**Des campagnes d'échantillonnage ont été effectuées le jour et la nuit pendant ces périodes.*

« *janv »=janvier ; « sept »=septembre. MES : Matières en suspension.*

Les mesures des variables caractérisant la structure des herbiers (longueur des feuilles, densité des faisceaux, production primaire des herbiers, biomasse de litière des feuilles mortes, biomasse et composition des épiphytes) ont été réalisées en saison sèche et en saison humide de l'année 2012. Les prélèvements destinés à l'étude de la structure des communautés des Invertébrés de l'épifaune vagile, ont été effectués en saison sèche 2011 et en saison humide 2012, le jour et la nuit. La collecte des échantillons des sources de nourriture et des consommateurs pour les analyses des isotopes stables et des acides gras ont eu lieu en saison sèche de l'année 2012 et en saison humide de l'année 2013.

II.2. Echantillonnage de terrain et mesures effectuées

II.2.1. Les feuilles de *Thalassia testudinum*

Afin de caractériser les herbiers étudiés, les variables telles que la longueur des feuilles, la densité des plants, la biomasse des feuilles et leur productivité, ainsi que la biomasse de la litière des feuilles mortes ont été estimées sur chacun des deux sites.

La hauteur de la canopée a été déterminée en mesurant la longueur de la feuille la plus longue d'un faisceau de feuilles de *Thalassia testudinum* au demi-centimètre près (distance mesurée de la base du méristème à l'extrémité apicale de la feuille). Cette mesure a été répétée sur 100 faisceaux de feuilles pris au hasard dans l'herbier.

La densité des plants de *Thalassia testudinum* a été estimée en comptant le nombre de faisceaux de plants contenus dans 30 quadrats de 0,02 m^2 disposés au hasard dans l'herbier.

Afin d'estimer la biomasse des feuilles des herbiers, après grattage des feuilles pour enlever les épiphytes, les feuilles de trente faisceaux ont été séchées (24h, 60°C) puis pesées au dixième de gramme près. La biomasse des feuilles par m^2 a été obtenue en multipliant chaque mesure par la densité moyenne des faisceaux obtenus précédemment.

Dans le but de déterminer la biomasse de la litière de feuilles mortes en poids sec, celles-ci ont été collectées à l'intérieur de 6 quadrats de 0,25 m^2 déposés au hasard dans les herbiers. Ces feuilles ont ensuite été pesées au gramme près après passage à l'étuve (24h, 60°C).

La méthode d'estimation de la production primaire des feuilles de *Thalassia testudinum* des herbiers a été développée par Zieman (1974) et a été schématisée sur la Figure II-7.

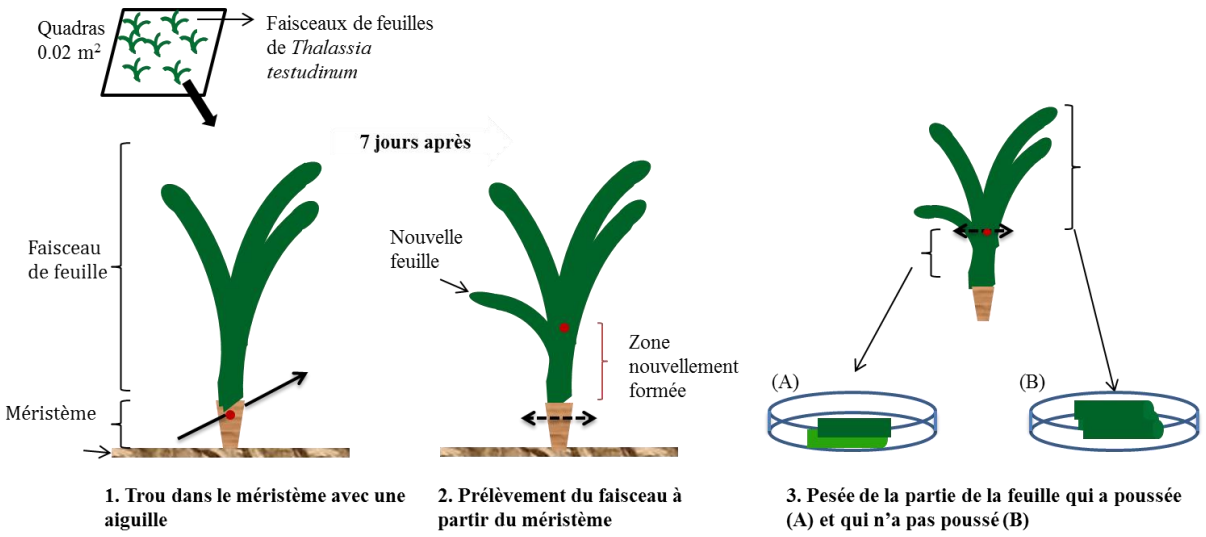


Figure II-7. Schéma du protocole de mesure de la production primaire des feuilles de *Thalassia testudinum*.

La première étape a consisté à faire une marque à l'aide d'une aiguille au niveau du méristème basal de chacun des faisceaux de feuilles présents dans 7 quadrats de 0,02 m^2 par site. Sept jours après, chaque faisceau marqué a été récolté. Au laboratoire, ont été séparées la partie des feuilles qui a poussé (A) de celle qui était présente au moment du marquage (B). Les deux parties sont pesées séparément avant et après séchage à l'étuve (60°C, 24h). Ces poids ont été multipliés par 50 pour obtenir une biomasse en $g.m^{-2}$. La production de feuilles par m^2 et par jour a ainsi pu être estimée à partir de la formule suivante :

Production primaire ($g.m^{-2}.j^{-1}$) = (A * 50) / nombre de jours

De jeunes feuilles vertes de *Thalassia testudinum* non recouvertes d'épiphytes, des racines et des rhizomes vivants (aspect blanc et cassant) ainsi que les feuilles mortes constituant la litière sur le sédiment ont été collectés manuellement afin d'en déterminer les signatures isotopiques du carbone ($\delta^{13}C$) et de l'azote ($\delta^{15}N$) et la composition en acides gras. Les échantillons ont été rincés à l'eau distillée, lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.2. Les épiphytes des feuilles de *Thalassia testudinum*

Trente faisceaux de feuilles de *Thalassia testudinum* ont été récoltés afin d'étudier le taux de recouvrement des feuilles par les épiphytes ainsi que leur composition floristique et faunistique.

La méthode suivante, développée par Piazzi *et al*. (2004), a été utilisée pour estimer le taux de recouvrement des feuilles de *Thalassia* par les organismes épiphytes, ainsi que leur composition (Figure II-8).

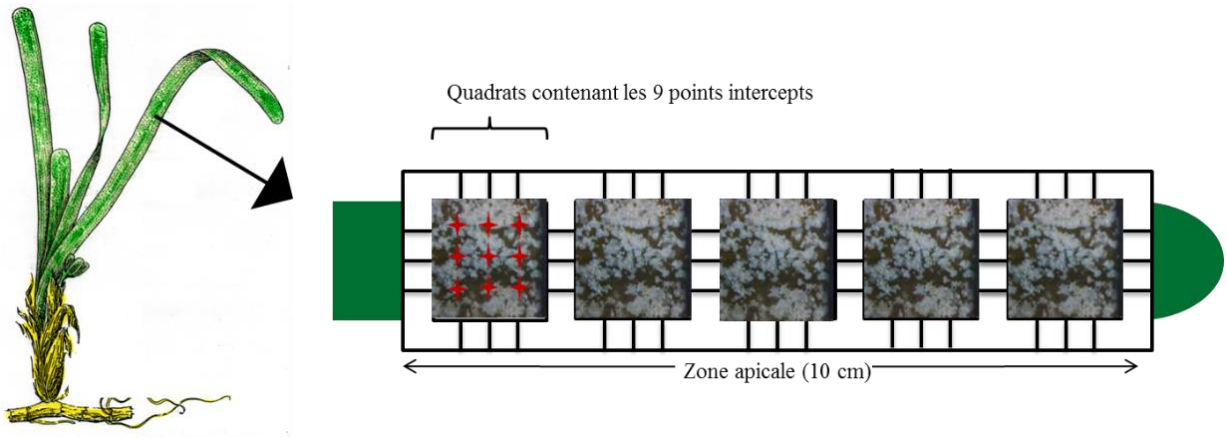


Figure II-8. Schéma du protocole d'étude de la communauté des organismes épiphytes.

Les mesures ont été effectuées à partir de la feuille la plus âgée d'un faisceau afin de disposer de la communauté la plus mature possible d'organismes épiphytes. Un système de cache délimitant 5 quadrats, chacun munis d'une grille délimitant 9 points de jonction, est appliqué sur les deux faces de la feuille. Sur chacun des 9 points intercepts par quadrat, les organismes épiphytes ont été identifiés en grands groupes taxinomiques d'après Steneck et Dethier (1994). Pour chaque feuille, il y a donc 9 points intercepts, 5 quadrats, 2 faces, soient 90 points intercepts. Cela a été réalisé sur 30 feuilles de *Thalassia testudinum*.

La biomasse totale des épiphytes a été évaluée par grattage au scalpel sur les deux faces des feuilles de 30 faisceaux d'après la méthode de Moncreiff et Sullivan (2001). Pour chaque faisceau de feuilles, les feuilles sans épiphytes et les épiphytes seuls, préalablement séchés à l'étuve (24h, 60°C), ont été pesés à la balance de précision au dixième de milligramme près. La moyenne des rapports entre la biomasse des épiphytes et la biomasse des feuilles + épiphytes réalisée sur les 30 faisceaux a permis d'évaluer le pourcentage de biomasse d'épiphytes par rapport à la biomasse totale du faisceau de feuilles, appelé la charge en épiphytes.

Les épiphytes ont été collectés par grattage sur les feuilles les plus âgées de *Thalassia testudinum* afin d'en déterminer les signatures isotopiques du carbone ($\delta^{13}C$) et de l'azote ($\delta^{15}N$) et la composition en acides gras. Les échantillons ont été lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.3. Le biofilm

Le premier centimètre d'épaisseur du sédiment considéré ici comme le « biofilm », a été récolté par un mouvement d'écrémage à l'aide d'un collecteur constitué par un tube en plastique de section carrée prolongé par un sac en plastique. Les échantillons, destinés aux analyses isotopiques et à l'extraction des acides gras, ont été lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.4. Les feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* et les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp.

Des feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* en épave sur le sédiment de l'herbier et les macro-algues communément présentes sur les sites telles que l'algue verte *Anadyomene stellata* dans l'herbier côtier et l'algue brune *Dictyota sp.* dans l'herbier du large ont également été collectées. Ces macro-algues sont présentes de manière dispersées dans les herbiers. Les échantillons, destinés aux analyses isotopiques et à l'extraction des acides gras, ont été rincés à l'eau distillée, lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.5. Les matières en suspension

Un volume de 40 litres d'eau a été prélevé dans des bidons au-dessus des herbiers étudiés, 10 cm sous la surface de l'eau afin d'éviter la collecte des particules de la surface. Le jour même du prélèvement, l'eau a été homogénéisée par agitation du bidon puis passée au tamis de 300 µm de vide de maille afin d'enlever les gros débris et le zooplancton. La filtration de l'eau a été réalisée avec des filtres en microfibres de verre (Whatman GF/C, porosité 1,2 µm, diamètre 47 mm) préalablement calcinés (4h, 450°C) et pesés avec une balance de précision (Sartorius CP225SD, 10^{-5}g près). Après filtration, le filtre est rincé à l'eau distillée, séché à l'étuve (60°C, 24h) puis pesé afin d'en déduire la quantité de matière en suspension en $mg.l^{-1}$. Des volumes de 2 et 3 litres ont été filtrés (site côtier et site du large respectivement), cela effectué en triplicats par site et par saison. Les filtres destinés aux analyses isotopiques et à l'extraction des acides gras ont été lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.6. Le zooplancton

Le zooplancton a été prélevé le jour au matin et la nuit vers 21h à l'aide d'un filet à zooplancton (40 cm de diamètre, maille 150 µm) tracté sur une distance de 400 mètres à une vitesse de deux nœuds, soit un volume filtré d'environ 50 m^3. Les échantillons, destinés aux analyses isotopiques et à l'extraction des acides gras, ont été rincés à l'eau distillée, lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.7. L'épifaune vagile

L'engin de pêche utilisé est un filet épi-benthique mis au point à l'occasion de cette étude (Figure II-9). Cet engin a été conçu pour récolter la petite faune des Invertébrés vagiles évoluant parmi les feuilles entre le sédiment et la canopée de l'herbier. Un filet, d'une maille de 2 mm, a été monté sur un cadre en demi-cercle dont la base horizontale mesure 75 cm et dont la hauteur de 35 cm est supérieure à la hauteur des feuilles. Le filet a une longueur de 1 m afin que les organismes ne puissent pas s'échapper par l'ouverture. Le filet, maintenu vertical par une personne, est traîné au ras du fond, à partir du bateau se mouvant à une vitesse d'environ

1 nœud. Les prélèvements des Invertébrés se sont déroulés le matin vers 10h et la nuit vers 21h en phase de nouvelle lune afin d'éliminer l'influence des cycles lunaires.

Figure II-9. Filet épi-benthique utilisé pour collecter l'épifaune vagile (Photographie C. Bouchon).

L'échantillonnage, de type quantitatif, est réalisé entre des piquets, préalablement plantés dans l'herbier, définissant des traits de filet de 20 m de long. Pour chaque transect effectué, une surface de 15 m^2 est échantillonnée. Lors de chacune des campagnes d'échantillonnage réalisées aux deux saisons (Saison sèche « Ss » et Saison humide « Sh »), sur les deux sites (Côtier « Co » et Large « La ») et sur les périodes jour « J » et nuit « N », 10 réplicats ont été effectués et la surface totale échantillonnée par station a été de 150 m^2. Le contenu de chaque trait de filet résultant d'un transect a été transféré dans un sachet et conservé au froid dans une glacière jusqu'à l'arrivée au laboratoire. Les échantillons d'Invertébrés ont été fixés à l'alcool à 95°. À l'aide d'une loupe binoculaire (Wild M3C), la faune de chaque échantillon a été triée. L'identification a pu être réalisée jusqu'au niveau de la famille en utilisant les ouvrages de Gosner (1971) et Morris (1956). Les individus d'une même famille ont été comptés puis pesés avec une balance de précision en poids frais (Sartorius CP225D, 10^{-5}g près).

La masse de la coquille des Gastéropodes n'a pas été prise dans l'estimation de la biomasse de l'organisme. Ainsi, des régressions entre la masse totale de l'organisme (coquille + chair) et celle de la chair ont été calculées pour 30 spécimens concernant les espèces de Gastéropodes pour lesquelles la séparation de la chair et de la coquille a été possible (Tableau II-2). Pour les autres Gastéropodes, un pourcentage de 15% de chair par rapport à la masse totale a été considéré.

Tableau II-2. Pourcentages de chair mesurés sur cinq espèces de Gastéropodes.

	Cerithium atratum	*Cerithium litteratum*	*Modulus modulus*	*Turbo castaena*	*Smirigdia viridis*
Moyenne	16,7	14,2	15,8	19,0	26,7
Ecart-type	7,1	3,4	3,5	2,7	10,1

Les échantillons collectés pour les analyses isotopiques ($\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$) et la composition en acides gras correspondent aux espèces d'Invertébrés de l'épifaune mobile les plus abondantes en effectif et en biomasse sur chaque site. Lorsque cela a été possible, le muscle a été prélevé (les Gastéropodes *Cerithium atratum*, *Modulus modulus*, *Smirigdia viridis*, les Décapodes Alpheidae, Processidae et Solenoceridae) pour constituer un réplicat. Pour certains organismes de petites tailles (les Gastéropodes Marginellidae, les Crevettes Hippolytidae et Palaemonidae, les Péracarides), les individus ont été groupés afin de constituer les réplicats. Cette méthode est en accord avec celle réalisée par Pinnegar et Polunin (2000). Les échantillons ont été rincés à l'eau distillée, lyophilisés puis conservés à -20°C.

II.2.8. Les poissons

L'outil d'échantillonnage des poissons utilisé est une senne de plage (Figure II-10). Cet engin de pêche permet de capturer des poissons de taille supérieure ou égale à 3 mm sur la hauteur de la colonne d'eau à des profondeurs de 1 m à 1 m 60. Le filet est monté sur deux ralingues. La ralingue supérieure est garnie de flotteurs tandis que l'inférieure est constituée d'un filin lesté. Le filet est déployé de manière à former un cercle, puis les « ailes » sont rassemblées afin de piéger les poissons dans la « poche ». La surface ainsi échantillonnée est de 168 m^2. Six « coups de senne » représentent la taille minimale d'échantillonnage dans les herbiers antillais (Bouchon-Navaro *et al*., 1992).

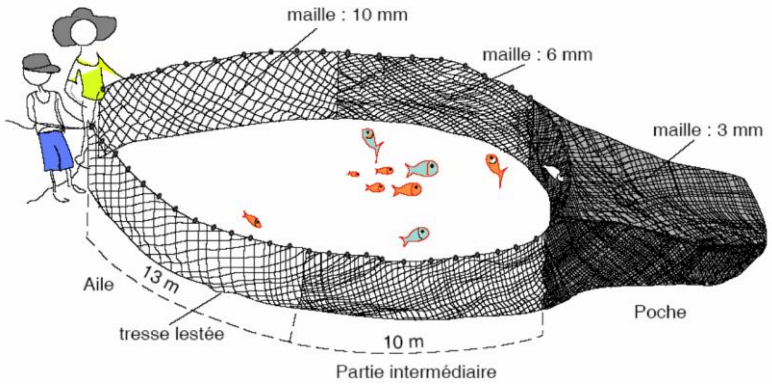


Figure II-10. Schéma de la senne de plage utilisée pour la collecte des poissons (Bouchon-Navaro *et al.*, 1992).

Les poissons sont conservés dans une glacière jusqu'à l'arrivée au laboratoire où ils sont triés par espèce et par taille avant leur congélation à -20°C. L'identification des espèces a été faite à partir des clés d'authentification d'ouvrages de références (Cervigón, 1991-1994 ; Randall, 1996 ; Froese et Pauly, 2011). Les poissons sont mesurés (longueur totale en cm) au millimètre près puis pesés (10^{-1} g près).

L'analyse des contenus stomacaux permet de connaître la nourriture ingérée par les poissons en conditions naturelles (Randall, 1967). Concernant les poissons herbivores et omnivores, cette technique ne permet pas toujours d'identifier les proies végétales du fait de leur fragmentation par les dents pharyngiennes de ces organismes. Une méthode par points intercepts permet d'évaluer les proportions de sédiment, d'algues ou de Magnoliophytes marins (Hyslop, 1980 ; Dromard *et al*., 2013). Cependant, les différences de stade de digestion des aliments conduisent à la sous-estimation de l'importance de certains d'entre eux, ce qui constitue une des limites de cette méthode (Michener et Kaufman, 2007). Concernant les poissons carnivores de premier ordre où les proies sont pour la plupart des Crustacés, cette analyse est bien adaptée grâce à la plus faible vitesse de digestion de la chitine permettant la reconnaissance de certains appendices et de la forme de l'organisme. Cependant, l'utilisation de cette méthode peut aussi impliquer la surestimation des Crustacés par rapport à des Invertébrés aux tissus mous tels que les Polychètes ou la chair des Gastéropodes.

L'estomac du poisson est extrait puis pesé à l'aide d'une balance de précision (Sartorius CP225D, 10^{-5}g près). Le contenu stomacal est observé à la loupe binoculaire (Wild M3C). Chaque type de proie est identifié au taxon le plus précis possible. Les individus sont comptés et pesés par taxon en poids humide avec une balance de précision (Sartorius, 10^{-5}g près). Les régimes alimentaires sont caractérisés par six catégories trophiques (Bouchon-Navaro *et al.*, 1992) d'après des données de la littérature (Randall, 1967 ; Claro, 1994). Les poissons herbivores consomment exclusivement des végétaux. Les omnivores consomment des Invertébrés et au moins 10% d'algues. Les planctonophages se nourrissent de zooplancton. Les carnivores de premier ordre ingèrent exclusivement des Invertébrés benthiques. Les carnivores de second ordre consomment des Invertébrés mais aussi des poissons. Les piscivores consomment au moins 80% de poissons (Bouchon-Navaro *et al*., 1992). A chaque individu est associé la saison, la date et le site de collecte, le groupe trophique, l'espèce, la longueur totale (cm), le poids éviscéré (g), l'abondance et la biomasse en poids humide (en mg) des taxons de proies observés.

Les proies prises en compte ont été les suivantes : Annélide, Gastéropode, Bivalve, Anomoure, Brachyoure, Décapode, Copépode, Amphipode, Isopode, Tanaïde, matière

organique non identifiée (MONI), poisson, sédiment, végétaux. Dans les estomacs de poissons, les proies présentes à une fréquence inférieure ou égale à 0,1 % (Balane, Crustacé non identifié, ponte de Mollusque, chair d'origine non identifiée) ont été exclues de l'analyse. Les individus avec l'estomac vide, peu nombreux, ont été exclus de l'analyse.

Afin d'évaluer la composition du régime alimentaire de chaque individu en tenant compte à la fois des effectifs (A) et du poids frais (B) des proies ingérées, le coefficient alimentaire Q a été utilisé (Hureau, 1970).

$$\mathbf{Q = \% A^* \% B}$$

Ensuite, l'importance relative de chaque proie dans l'alimentation des poissons de même groupe trophique, de même espèce, présents sur un même site ou de tailles proches, en tenant compte des fréquences d'occurrence de la proies dans les estomacs a été estimée en calculant l'Indice d'Importance Relative (IRI) :

$$\mathbf{IRI = (\% A + \% B) * \% F}$$

%A : pourcentage des effectifs du type de proie

%B : pourcentage des poids humides du type de proie

%F : fréquence par rapport au nombre des estomacs considérés

Cet indice a été calculé sur un nombre minimal de 10 individus afin de pallier la variabilité naturelle des données.

L'indice d'électivité E (Vanderploeg et Scavia, 1979) a été utilisé afin de mettre en relation la disponibilité des proies d'Invertébrés de l'épifaune vagile présentes dans l'herbier avec celles dont se nourrissent les poissons. Cet indice d'électivité a été utilisé par Lukoschek et McCormick (2001) car il est moins sensible aux changements de disponibilité de nourriture que les autres (Lechowicz, 1982). Il mesure l'utilisation préférentielle de chaque proie par les poissons en comparant la proportion de la proie utilisée par le poisson et sa disponibilité dans l'habitat. Une valeur de E proche de 1 indique une sélection importante de la proie tandis qu'une valeur proche de -1 indique un évitement de la proie. Une valeur de E proche de 0 traduit une utilisation aléatoire de la source de nourriture (Lechowicz, 1982).

L'indice E a été calculé sur la plupart des espèces carnivores de premier ordre selon les sites et les saisons en utilisant la formule suivante :

$$\mathbf{E = [W_i - (1/n)] / [W_i + (1/n)]}$$

Où n est le nombre de proies à la fois présente dans les estomacs et dans l'épifaune vagile, et

$$\mathbf{W_i = (r_i/p_i) / \Sigma (r_i/p_i)}$$

Où r_i est la proportion de la $i^{ème}$ proie ingérée et p_i la proportion de la $i^{ème}$ proie disponible dans

l'herbier (Vanderploeg et Scavia, 1979). La proportion r_i provient du calcul des IRI tandis que la proportion p_i a été calculée à partir des abondances des Invertébrés de l'épifaune vagile durant la nuit, période de chasse des poissons (Kopp *et al*., 2007).

Afin d'analyser la composition en isotopes stables et en acides gras des poissons, le muscle dorsal de ceux-ci a été disséqué, rincé à l'eau distillée, lyophilisé et conservé à -20°C. L'analyse des contenus stomacaux donnant peu d'informations concluantes concernant les poissons herbivores et omnivores en raison de l'ingestion de proies végétales peu identifiables, des analyses d'acides gras ont été réalisées sur les individus appartenant à ces groupes trophiques. Par ailleurs, les analyses des contenus stomacaux et des isotopes stables sur les poissons carnivores se complètent et suffisent à la détermination du régime alimentaire de ces organismes. Cependant, l'analyse de la composition en acides gras a aussi été réalisée sur l'espèce *Ocyurus chrysurus* carnivore de premier ordre dans les herbiers. Il est apparu que cette analyse pouvait donner des informations supplémentaires sur les sources basales alimentant cette espèce, qui, par ailleurs, présente les effectifs les plus importants quels que soient les sites et les saisons.

II.3. Méthode d'analyse des isotopes stables

II.3.1. Le principe

Les molécules du vivant sont composées essentiellement d'atomes de carbone, d'hydrogène, d'oxygène et d'azote. Les atomes, représentés ${}^{A}_{Z}X$, ont un noyau composé de nucléons (A) correspondant au nombre de masse soit la somme des protons (Z) et des neutrons. Deux isotopes possèdent le même nombre de protons et d'électrons mais diffèrent par leurs nombres de neutrons. Certains isotopes, radioactifs et instables, se désintègrent spontanément au cours du temps. Ils se scindent en des noyaux plus stables en perdant de l'énergie sous forme de rayonnements ionisants. Les isotopes dits stables échappent par définition à ce phénomène.

Les abondances naturelles des isotopes stables sont relativement constantes par rapport aux variations existant pour celles des isotopes radioactifs. Dans l'étude des réseaux trophiques, les deux éléments principalement étudiés sont le carbone et l'azote. L'élément carbone possède deux isotopes stables, l'un léger et majoritaire (^{12}C, abondance naturelle : 98,892 %) et l'autre lourd et minoritaire (^{13}C, abondance naturelle : 1,108 %). L'élément azote possède lui aussi deux isotopes stables, l'un léger (^{14}N abondance naturelle : 99,636%) et l'autre lourd (^{15}N, abondance naturelle : 0,365%) (Criss, 1999). Les abondances isotopiques naturelles ne sont pas stables dans la nature et varient de quelques millièmes au cours des processus d'incorporation

et d'assimilation de la matière minérale et organique. Ces abondances sont ainsi caractéristiques de certains compartiments de la biosphère (air, eau douce, eau de mer, plantes, animaux) (Peterson et Fry, 1987).

Les rapports isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ représentent l'écart relatif du rapport entre la proportion de l'isotope lourd et celle de l'isotope léger par rapport à une valeur de référence. La différence entre le rapport isotopique de l'échantillon et celui du standard est si faible que celle-ci est multipliée par 1000 permettant ainsi de l'amplifier. La composition isotopique est notée δ (« delta »). La valeur δ est sans dimension et s'exprime en millième (‰) d'après la formule suivante :

$$\delta^{13}C \text{ ou } \delta^{15}N = (R_{\text{échantillon}} / R_{\text{standard}} - 1) \times 1000$$

Où R est le rapport isotopique $^{13}C/^{12}C$ ou $^{14}N/^{15}N$.

Pour le carbone, le standard international est la Pee-Dee Belemnite (PDB), un rostre de fossile de bélemnite datant du Crétacé et provenant de la formation Pee-Dee en Caroline du Sud (Etats-Unis) (Craig, 1957). Le Vienna-PDB est le nouveau standard international calibré par rapport à l'original à présent épuisé et normalisé par l'agence Internationale de l'Energie Atomique (AIEA) basée à Vienne. Pour l'azote, le standard international est l'azote atmosphérique N_2. L'augmentation de la valeur δ indique un enrichissement en isotope lourd. Les rapports isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ d'un échantillon lui sont propres et représentent sa signature isotopique en carbone et en azote.

La signature isotopique d'un producteur primaire ou d'un consommateur dépend de la composition isotopique de la source (ou des sources) de l'élément analysé et des fractionnements isotopiques qu'il subit au cours des processus physico-chimiques impliqués dans sa synthèse (Dufour et Gerdeaux, 2001). Ainsi, la signature isotopique d'un producteur primaire dépend de la composition isotopique des éléments minéraux nutritifs en carbone (CO_2, HCO_3^-) et en azote (NO_3^-, NH_3) présents dans le milieu qui l'environne et de la voie métabolique empruntées lors de la photosynthèse (C3, C4, CAM[1]) car cela affecte l'assimilation des différents isotopes (Raven *et al*., 2002).

La variabilité des signatures isotopiques en carbone $\delta^{13}C$ des sources permet de distinguer les différents producteurs primaires d'un écosystème (Fry et Sherr, 1984). Le ratio isotopique du carbone est un indicateur des flux de carbone car le fractionnement entre la proie et son consommateur est faible et différentes sources de carbone ont des valeurs de $\delta^{13}C$

[1] Crassulacean Acid Metabolism

distincts (Hecky et Hesslein, 1995). La valeur en $\delta^{13}C$ d'un producteur primaire est déterminée durant la photosynthèse. Celle des Magnoliophytes marins est due en partie à leur utilisation des ions bicarbonates HCO_3^- en tant que source inorganique du carbone dont les valeurs en $\delta^{13}C$ sont moins négatives que celles du CO_2 (0‰ *vs* -9‰) (Raven *et al*, 2002). Les Magnoliophytes marins, les macro-algues ou le phytoplancton présentent des différences de signatures isotopiques en carbone permettant de les distinguer. La signature isotopique en azote $\delta^{15}N$ indique le niveau trophique des organismes (Cabana et Rasmussen, 1996; Vander Zanden et Rasmussen, 1999). L'enrichissement de la signature isotopique de l'azote entre deux niveaux trophiques est variable et dépend de l'organisme considéré et de son type de nourriture (Mccutchan *et al*., 2003; Vanderklift et Ponsard, 2003). Les Magnoliophytes marins acquièrent leur azote à partir des nutriments de la colonne d'eau ou des sédiments et plus généralement des deux (Touchette et Burkholder, 2000).

II.3.2. Le fractionnement isotopique

Lors du transfert trophique, le consommateur s'enrichit en isotope lourd (^{13}C et ^{15}N) par rapport à sa source de nourriture d'un facteur constant appelé fractionnement isotopique $\Delta\delta^{13}C$ et $\Delta\delta^{15}N$ du fait des processus métaboliques d'assimilation et d'excrétion (Vander Zanden et Rasmussen, 2001 ; Post, 2002). Lors des processus d'élimination, ce sont les isotopes légers qui seront d'abord évacués impliquant un enrichissement du consommateur en isotope lourd. L'étude des isotopes stables du carbone et de l'azote permet d'estimer l'origine des sources de carbone ($\delta^{13}C$) et les positions trophiques des consommateurs ($\delta^{15}N$) (Post, 2002).

Le fractionnement isotopique du carbone pour les organismes en milieu aquatique est de 0,4‰ (Mccutchan *et al*., 2003). Une tolérance de 0,4‰ est considérée afin de refléter la variabilité de la source et du mélange de l'échantillon (Phillips et Gregg, 2003). Donc, le fractionnement trophique $\Delta\delta^{13}C$ retenu pour les consommateurs primaires et utilisé dans les modèles de mélange a été de 0,4±0,4‰. Le fractionnement isotopique de l'azote $\Delta\delta^{15}N$ est généralement considéré comme étant de 3,4±1,1‰ (Minagawa et Wada, 1984). Le fractionnement isotopique en azote dépend du mode d'excrétion azoté de l'organisme, de son groupe trophique et taxonomique (Vanderklift et Ponsard, 2003). Ce fractionnement est plus élevé pour les carnivores que pour les herbivores (Vander Zanden et Rasmussen, 2001). Il est aussi plus variable pour les Invertébrés que pour les poissons et pour les herbivores que pour les carnivores (Vander Zanden et Rasmussen, 2001). Le fractionnement isotopique de l'azote $\Delta\delta^{15}N$ concernant les Invertébrés de l'épifaune vagile s'alimentant d'organismes végétaux a été fixé à 2,2‰ (Mccutchan *et al*., 2003). Etant donné la variabilité de ce fractionnement pour les

herbivores (Vander Zanden et Rasmussen, 2001), la valeur de tolérance considérée a été de 0,7‰ comme utilisé par Dubois *et al.* (2014). Le fractionnement isotopique de l'azote augmente avec la proportion de protéines présente dans le régime alimentaire du consommateur (Mccutchan *et al*., 2003). Ainsi, pour les Décapodes et le Gastéropode *Hyalina sp*, susceptibles d'être omnivores et carnivores, le fractionnement isotopique en azote considéré a été de 3,0±0,4‰. Les fractionnements isotopiques des poissons planctonophages, omnivores et herbivores ont été de $\Delta\delta^{13}C$: 1,0±0,3‰ et $\Delta\delta^{15}N$: 2,2±0,3‰, tandis que pour les carnivores, ceux-ci ont été de $\Delta\delta^{13}C$: 0,5±0,1‰ et $\Delta\delta^{15}N$: 3,2±0,3‰ (Vander Zanden et Rasmussen, 2001 ; Mccutchan *et al*., 2003; Vaslet *et al*., 2012).

II.3.3. La préparation des échantillons

Les échantillons ont été rincés à l'eau distillée, séchés au lyophilisateur (72h) et broyés dans un mortier en agate en poudre fine et homogène. Les échantillons sont alors conservés au congélateur (-20°C) en attendant leur encapsulation. Trois réplicats par échantillon ont été constitués.

Les échantillons devant subir une acidification ont été divisés en deux. La partie destinée à la mesure du $\delta^{13}C$ subit une acidification tandis que l'autre ne la subit pas et est destinée à la mesure du $\delta^{15}N$. Certains organismes végétaux et animaux contiennent du carbone inorganique sous forme d'ions carbonates (HCO^-_3) dont la signature isotopique du $\delta^{13}C$ reflète celle de leur milieu environnant (Dufour et Gerdeaux, 2001). Afin d'éviter que ce phénomène puisse générer un biais dans les mesures, les échantillons destinés à la mesure du $\delta^{13}C$ ont été décarbonatés par acidification à l'acide chlorhydrique. Le processus d'acidification a été réalisé sur les épiphytes des feuilles de *T. testudinum*, la litière qui peut contenir des restes d'épiphytes carbonatés, les Crustacés dont l'exocuticule n'as pas pu être disséquée, tels que les Péracarides et les Décapodes Hippolytidae et Palaemonidae ainsi que les Gastéropodes dont la coquille n'a pas pu être retirée tels que les Marginellidae. En effet, la taille de ces Invertébrés était trop petite pour qu'ils puissent être disséqués. Ainsi, une solution d'acide chlorhydrique à 1% a été déposée goutte à goutte sur les échantillons jusqu'à l'arrêt de la production de bulles de gaz carbonique provoquée par la réaction (Jacob *et al*., 2005). Le biofilm et la matière organique du sédiment, plus riche en carbonates, ont été traités avec une solution d'acide chlorhydrique à 10%. Les échantillons ont ensuite été rincés plusieurs fois à l'eau distillée afin d'éliminer toute trace d'acide chlorhydrique, composé chimique pouvant altérer les capsules d'étain destinées à contenir l'échantillon. Ceux-ci ont alors été de nouveau séchés à l'étuve.

L'étape suivante est l'encapsulation des échantillons. Des capsules d'étain servent de contenant. Un milligramme pour les animaux, 3 mg pour les plantes et 10 mg pour le sédiment sont pesés à la balance de précision (Sartorius, 10^{-3} mg) et déposés dans des capsules d'étain (8x5 mm pour les plantes et les animaux et 12,5x5 mm pour les sédiments et les MES). Les capsules d'étain sont ensuite fermées par pliage de leurs extrémités pour éviter toute perte d'échantillon et sont insérées dans des plaques de 96 puits.

Les mesures des signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ ont été déterminées à « SIF Davis », Stable Isotope Facility (Départements de sciences des plantes, Université de Davis, Californie). L'instrument d'analyse est un spectromètre de masse (Europa Hydra 20/20) couplé à un analyseur élémentaire à flux continu. La précision analytique des mesures est de 0,2 ‰ pour le $\delta^{13}C$ et 0,3 ‰ pour le $\delta^{15}N$. La première étape du protocole d'analyse est réalisée par l'analyseur élémentaire qui détermine la concentration en carbone et en azote de l'échantillon solide transformé en gaz par combustion complète à 1 000°C (site de SIF Davis). Le passage du carbone et de l'azote de l'échantillon dans un détecteur de conductivité thermique génère un signal électrique proportionnel à leur concentration. Les teneurs élémentaires sont exprimées en pourcentage de carbone ou d'azote par rapport au poids sec de l'échantillon. La seconde étape est effectuée par le spectromètre de masse qui mesure les rapports isotopiques de chacun des gaz et les compare à ceux du gaz de référence étalonné par rapports aux standards internationaux. Les gaz (CO_2 et N_2) séparés par la colonne chromatographique sont transportés par un flux d'hélium dans le spectromètre de masse isotopique. Une fois introduit dans la chambre d'ionisation, des électrons bombardent l'échantillon gazeux. Les molécules sont alors ionisées, concentrées pour former un rayon et accélérées à travers un champ électromagnétique. Les ions formés parcourent des trajectoires distinctes dont le rayon de courbure est déterminé par leur masse. Des collecteurs récupèrent les différentes masses molaires des ions ainsi séparés (Coat, 2009).

Le rapport carbone total sur azote total (C/N) a été calculé à partir des valeurs de teneurs élémentaires en carbone des échantillons acidifiés afin de ne pas prendre en compte la partie inorganique, et des teneurs élémentaires en azote des échantillons non acidifiés afin d'éviter l'éventuel biais dû à ce processus d'acidification. Ce rapport permet d'évaluer la qualité nutritive des sources de matière organique (Russel-Hunter, 1970).

II.3.4. La modélisation des résultats isotopiques

A partir des signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ d'un consommateur, il est possible d'estimer la signature isotopique de sa source théorique en retranchant les valeurs des

fractionnements isotopiques. En effet, la signature isotopique d'un consommateur est égale à la moyenne des signatures des sources incorporées (Philipps, 2001). Des modèles de mélanges permettent ainsi de mesurer la contribution de chaque source dans l'alimentation d'un consommateur en termes d'assimilation.

Dans un système à n isotopes, afin de déterminer les proportions des contributions de n+1 sources à un mélange M, le modèle linéaire standard est utilisé pour résoudre mathématiquement la combinaison unique des proportions des sources dont la somme conserve l'équilibre des masses (Phillips, 2001). Dans la présente étude, les isotopes du carbone et de l'azote sont utilisés. En présence de deux isotopes et trois sources, le système d'équations d'équilibre des masses peut être résolu en déterminant les proportions (p_a et p_b) des signatures isotopiques de la source a ($\delta^{13}C_a$, $\delta^{15}N_a$), b ($\delta^{13}C_b$, $\delta^{15}N_b$) et c ($\delta^{13}C_c$, $\delta^{15}N_c$) qui correspondent à la signature isotopique du consommateur. La contribution des sources de nourriture à l'assimilation du consommateur peut se calculer par la résolution du système d'équation suivant :

$$\delta^{13}C_{consommateur} = p_a\,\delta^{13}C_a + p_b\,\delta^{13}C_b + p_c\,\delta^{13}C_c$$

$$\delta^{15}N_{consommateur} = p_a\,\delta^{15}N_a + p_b\,\delta^{15}N_b + p_c\,\delta^{15}N_c$$

$$1 = p_a + p_b + p_c$$

Si le nombre de sources est inférieur ou égale à trois (nombre d'isotopes utilisés +1), la résolution de ce système aboutit à des solutions uniques pour p_a, p_b, p_c (Phillips, 2001). Si le nombre de sources considérées est supérieur à trois, le système n'admet pas de solution unique (Phillips et Gregg, 2003). Une procédure basée sur des calculs itératifs permet de déterminer les gammes de contributions incluant l'ensemble des solutions possibles (Phillips et Gregg, 2003). Toutes les combinaisons possibles des proportions de sources, dont la somme est égale à 100%) sont générées de manière itérative en utilisant un incrément généralement fixé à 1%. La signature isotopique du mélange est alors calculée à partir de chaque combinaison générée en utilisant les équations précédentes généralisées à n sources. Les signatures isotopiques calculées sont comparées aux signatures isotopiques observées en retirant les fractionnements isotopiques de la signature isotopique du consommateur considéré. Si les signatures isotopiques calculées sont égales ou inclues dans une certaine gamme de tolérance aux signatures isotopiques observées, la combinaison des proportions de sources est retenue. La tolérance d'équilibre des masses est parfois de 0,1‰. Les combinaisons correspondant à la source théorique sont retenues et la gamme des contributions possibles pour chaque source est générée. Les contributions moyennes, l'intervalle de confiance bayésien c'est-à-dire la gamme de valeurs

entre le premier et le troisième quartile sont utilisées. Les calculs ont été menés à l'aide du progiciel R (version 3.0) d'après le protocole SIAR (Stable Isotope Analyses with R) (Parnell *et al*., 2010). La tolérance est de 0,4‰ ou 0,7‰ (II.3.A.) selon les organismes considérés afin de refléter la variabilité de la source et du mélange de l'échantillon (Phillips et Gregg, 2003). L'incrément de la source est de 1%.

II.3.5. Les métriques isotopiques de Layman

Les structures trophiques des communautés d'Invertébrés et de poissons ont été décrites quantitativement pour chaque site et chaque saison en utilisant les métriques de Layman *et al*. (2007a). Ces dernières utilisent les moyennes des signatures isotopiques ($\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$) des consommateurs (Abrantes *et al*., 2014). Les quatre premières métriques de Layman fournissent des informations sur la diversité des niches trophiques à travers le calcul de l'éloignement entre les différents consommateurs de l'espace isotopique définis par les signatures $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$: l'étendue $\delta^{13}C$ (« $\delta^{13}C$ range », CR), l'étendue $\delta^{15}N$ (« $\delta^{15}N$ range », NR), l'aire totale (« Total Area », TA) et la distance moyenne au centroïde (« mean distance to centroid », CD) (Abrantes *et al*., 2014). CR ($\delta^{13}C_{max}$ - $\delta^{13}C_{min}$) indique la diversité des sources à la base du réseau trophique mais doit être interprété en prenant en compte le nombre de sources (Abrantes *et al*., 2014). NR ($\delta^{15}N_{max}$ - $\delta^{15}N_{min}$) traduit la longueur de la chaîne trophique mais doit être interprété en prenant en compte le nombre de niveaux trophiques (Abrantes *et al*., 2014). TA est l'aire totale de l'espace isotopique représenté par les valeurs $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des consommateurs et mesure la diversité des niches trophiques (Abrantes *et al*., 2014). CD est la moyenne des distances euclidiennes de chaque taxon par rapport au centroïde où le centroïde est la moyenne des valeurs $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ de tous les taxons du réseau trophique (Abrantes *et al*., 2014). Cette mesure donne une indication sur la diversité des niches trophiques.

Les deux autres métriques de Layman, telle que la distance moyenne au plus proche voisin (« Mean Nearest Neighbor Distance », MNND) et l'écart type de la distance moyenne au plus proche voisin (« Standard Deviation of the Nearest Neighbor Distance » SDNND), traduisent la redondance des niches trophiques (Abrantes *et al*., 2014). MNND permet de mesurer la densité des consommateurs. Une plus faible valeur de MNND indique une redondance des niches trophiques plus importante c'est-à-dire que de plus nombreux consommateurs occupent des niches trophiques similaires. SDNND représente l'homogénéité des distances entre les consommateurs dans les niches trophiques. Une plus faible valeur de SDNND signifie une distribution plus homogène des consommateurs et ainsi une redondance des niches trophiques plus importante. La comparaison de ces métriques entre les sites et les

saisons nécessitent la similarité des étendues des valeurs en $\delta^{13}C$ des sources (Layman *et al*., 2007a).

Le principal problème posé par l'utilisation des métriques de Layman provient du fait qu'elles dépendent du nombre d'échantillons considérés ce qui les rend incomparables entre les sites et les saisons (Jackson *et al*., 2011). Récemment, ces métriques ont été calculées en utilisant une approche Bayésienne (Jackson *et al*., 2011 ; Abrantes *et al*., 2014). Cette approche permet la prise en compte de l'erreur liée à l'échantillon en se basant sur les valeurs des réplicats et non sur la moyenne des valeurs. A travers la distribution des valeurs possibles, les métriques sont ainsi estimées et l'incertitude liée à la mesure est connue (Jackson *et al*., 2011). La valeur moyenne et l'écart entre le premier et le troisième quartile sont utilisées. La comparaison statistique entre les sites et les saisons est ainsi possible (Jackson *et al*., 2011). Cette méthode rend les métriques insensibles au nombre de consommateurs pris en compte ce qui permet la comparaison entre différentes communautés présentes à différents sites ou saisons (Jackson *et al*., 2011). Les métriques CR, ND, TA, CD, MNND, SDNND ont été calculés en utilisant l'approche Bayésienne sur les communautés d'Invertébrés et de poissons pour chaque site (herbier côtier et herbier du large) et chaque saison (saison sèche et saison humide) en utilisant la fonction « siber.hull.metrics » du package SIAR (Stable Isotope Analyses with R) (Parnell *et al*., 2010) à l'aide du progiciel R (version 3.0). Le nombre de permutations utilisé dans le calcul de ces métriques a été de 10^3. Afin de comparer statistiquement une métrique de Layman selon les sites, les sommes des valeurs générées pour chacun des sites sont calculées, puis la comparaison de ces sommes est ensuite divisée par le nombre total des valeurs générées. Voici un exemple du calcul réalisées en comparant la métrique CR selon les sites :

$$\mathbf{X = (\Sigma CR_{côtier} < \Sigma CR_{large}) / \Sigma CR}$$

Si X ≥ 0,95, alors la comparaison est vraie dans 95% des cas.

La mesure de l'aire totale (TA) n'a pas été utilisée car celle-ci est sensible aux valeurs extrêmes et augmente avec la taille de l'échantillon (Jackson *et al*., 2011). La diversité des niches isotopiques des communautés a donc été quantifiée pour chaque site et chaque saison en utilisant l'aire de l'ellipse standard (« Standard Ellipse Area », SEA en $‰^2$, Batschelet *et al*., 1981). L'aire de l'ellipse standard calculée par l'approche bayésienne (Jackson *et al*., 2011) a été calculée en utilisant le package SIBER (Stable Isotope Bayesian Ellipses in R, Jackson *et al*., 2011). Les SEA sont compatibles avec la mesure SD et contiennent 40 % des valeurs (Batschelet *et al*., 1981). Cette mesure n'est pas affectée par le nombre de consommateurs et

permet la comparaison des niches isotopiques des communautés entre les sites et les saisons (Jackson *et al*., 2011). Le SEA corrigé « small sample size-corrected SEA » a été utilisé (Jackson *et al*., 2011).

II.4. Méthode d'analyse de la composition des acides gras

II.4.1. Le principe

Les lipides sont des molécules de stockage d'énergie qui peuvent en contenir plus par unité de volume que les protéines ou les glucides. Les lipides ont aussi un rôle structural en tant que composants des membranes cellulaires tels que le cholestérol et les phospholipides. Une part moins grande mais tout aussi importante des lipides sont des vitamines, des hormones, des pigments, des messagers secondaires mais aussi des précurseurs de substances essentielles tels que les eicosanoïdes qui jouent un rôle dans l'osmorégulation et les réponses immunitaires (Chow, 2007).

Les lipides sont constitués d'esters d'acides gras (Bloor, 1944). Un acide gras est un acide carboxylique constitué d'un groupe méthyl terminal (CH_3), d'une chaîne carbonée aliphatique (non aromatique) et d'un groupe carboxylique terminal (COOH) (Figure II.10a, b).

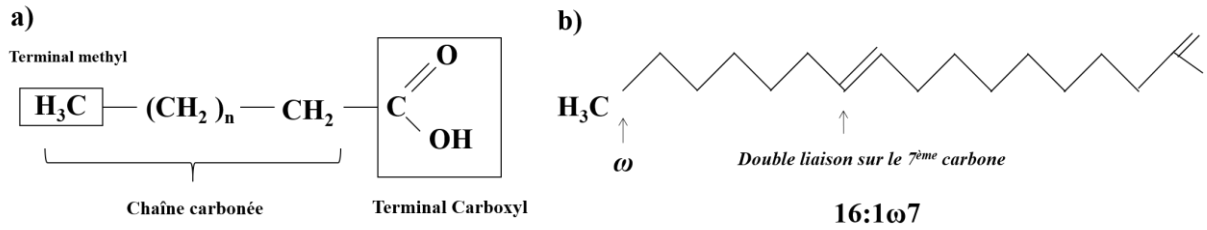


Figure II-11a, b. Schéma d'un acide gras a) formule semi-développée et b) exemple d'un acide gras monoinsaturé, le 16:1ω7.

Le nombre de carbone de la chaîne carbonée est généralement pair et compris entre 14 et 24 bien que certaines plantes vasculaires aient des acides gras à longues chaînes de plus de 28 carbones dans la cire de leur cuticule (Gurr *et al*., 2002). Les acides gras saturés (Saturated Fatty Acid, SFA) n'ont pas de doubles liaisons tandis que les acides gras monoinsaturés (Mono-Unsaturated Fatty Acid, MUFA) en ont une seule (Figure II-10b) et les acides gras polyinsaturés (Poly-Unsaturated Fatty Acid, PUFA) en ont au moins deux. Les acides gras polyinsaturés ont 2 à 6 doubles liaisons séparées par un groupement méthylène CH_2 (Budge *et al*., 2006). Les acides gras sont désignés sous la forme X:YωZ où X est le nombre de carbone, Y est le nombre

de double liaison et Z la position de la dernière double liaison à partir du terminal méthyl.

Les acides gras sont utilisés dans l'étude des réseaux trophiques en tant que traceurs de la matière organique des producteurs primaires vers les consommateurs primaires (Connolly *et al*., 2005 ; Kelly et Scheibling, 2012). Certains acides gras synthétisés par les producteurs primaires sont spécifiques et permettent l'identification des micro-algues (Volkman *et al*., 1989 ; Viso et Marty, 1993 ; Dunstan *et al.*, 1994), des macro-algues (Fleurence *et al.,* 1994; Graeve *et al*., 2002 ; Khotimchenko *et al*., 2002), des plantes vasculaires (Zieman, 1982 ; Gillan *et al.*, 1984 ; Khotimchenko, 1993 ; Meziane *et al*., 2007) ou des bactéries (Volkman *et al*., 1980 ; Meziane et Tsuchiya, 2000 ; Richoux et Froneman, 2008 ; Kharlamenko *et al*., 2001).

Les acides gras polyinsaturés « polyunsaturated fatty acids » (PUFA) tels que l'acide α-linolénique (18:3ω3 ou ALA) et l'acide linoléique (18:2ω6 ou LA) sont dits essentiels (Essential Fatty Acid, EFA) car les animaux ne peuvent pas les synthétiser de manière assez efficace pour couvrir leurs besoins nutritionnels et se maintenir en vie. Ils doivent donc les trouver dans leur alimentation (Sargent et Whittle, 1981 ; Arts *et al*., 2001). Ainsi, seuls les producteurs primaires possèdent les enzymes désaturases Δ12 et Δ15 nécessaires à la synthèse de ces acides gras à partir du 18:1ω9 (Dalsgaard *et al*., 2003 ; Kelly et Scheibling, 2012). De plus, le 18:3ω3 et le 18:2ω6 sont des précurseurs de l'acide eïcosapentanoïque (EPA ; 20:5ω3) et de l'acide docohexanoique (DHA ; 22:6ω3) ainsi que de l'acide arachidonique (AA, 20:4ω6) respectivement (Cunnane, 1996). Ces derniers sont cruciaux car ils jouent un rôle structurel et fonctionnel dans les membranes cellulaires et sont ainsi requis pour la croissance et la reproduction (Arts *et al.,* 2001). Ils sont donc aussi considérés comme essentiels (Olsen, 1999).

Les consommateurs primaires de l'herbier tels que les Invertébrés de l'épifaune vagile s'alimentent sur diverses producteurs primaires tels que les macro-algues, les micro-algues, les plantes vasculaires, les bactéries (Kharlamenko *et al*., 2001 ; Alfaro *et al.*, 2006 ; Kelly et Scheibling, 2012 ; Dubois *et al*., 2014). Malgré la composition en acides gras caractéristique des producteurs primaires, la multiplicité des sources de nourriture potentielles rend difficile la distinction de leur contribution dans le régime alimentaire d'un consommateur surtout si celui-ci se nourrit d'un mélange d'aliments (Kharlamenko *et al.*, 2001 ; Alfaro *et al.,* 2006). La plupart des acides gras sont ubiquistes et indiquent rarement la présence d'une source de nourriture spécifique (Kelly et Scheibling, 2012). Ce n'est donc pas un unique acide gras qui pourra être utilisé comme marqueur pour être identifié dans le consommateur mais un ensemble d'acide gras (Kelly et Scheibling, 2012).

De plus, certains Invertébrés ont la capacité de modifier les acides gras provenant de leur alimentation empêchant l'identification de la source de nourriture chez le consommateur

(D'Souza et Loneragan, 1999 ; Bell *et al*., 2001 ; Kelly et Scheibling, 2012). Ainsi, les Invertébrés ont des enzymes élongases et désaturases qui modifient les acides gras de leurs sources de nourriture (D'Souza et Loneragan, 1999 ; Sargent *et al*., 1999 ; Bell *et al*., 2001). De plus, il existe des mécanismes de biosynthèse ou de rétention sélective observable lorsque un consommateur présente une grande quantité d'un acide gras par ailleurs peu présent dans sa nourriture (Castell *et al*., 2004).

La composition en acides gras d'une source ou d'un consommateur doit être examinée comme une « empreinte » (Bossio et Scow, 1998). Les acides gras marqueurs de sources sont ensuite recherchés dans le consommateur afin d'évaluer la contribution de celles-ci à l'alimentation du consommateur (Cook *et al*., 2004; Meziane et Tsuchiya, 2000). La source de nourriture doit être dominée en concentration par un ou plusieurs acides gras qui lui sont caractéristiques et ceux-ci doivent être retrouvés en plus grande concentration chez son consommateur plutôt que chez un autre consommateur qui se nourrit d'une autre source (Kelly et Scheibling, 2012). Le couplage des analyses des isotopes stables et des acides gras permet une analyse fine des interactions trophiques.

II.4.2. Le protocole d'extraction

Les échantillons ont été rincés à l'eau distillée, séchés au lyophilisateur (72 h) et conservés au congélateur (-20°C) en attendant l'extraction des acides gras. Des poids secs minimums de 20 mg pour les organismes végétaux, 2 mg pour les animaux et 100 mg pour le sédiment ont été nécessaires à l'extraction des acides gras. Cinq réplicats pour les animaux et trois réplicats pour les sources ont été utilisés. Le protocole utilisé dans cette étude est basé sur la méthode de Bligh et Dyer (1959) qui a été ultérieurement modifié par Meziane *et al*. (2007).

L'échantillon lyophilisé et broyé est mis dans une solution d'eau (eau mili-Q), de methanol (MeOH) et de chloroforme ($CHCl_3$) H_2O:MeOH:$CHCl_3$ (1:2:1, v:v:v) (H_2O = eau distillée, MeOH = méthanol, $CHCl_3$ = chloroforme) dans laquelle une solution standard de l'acide gras saturé synthétique C_{23} (10 µg) a été ajoutée. Le mélange est agité 20 minutes dans un bain à ultrasons afin de favoriser l'éclatement des cellules et d'en extraire les lipides. Une solution H_2O:$CHCl_3$ (1:1, v:v) est alors ajoutée et deux phases se forment. La phase inférieure de chloroforme contenant les lipides est isolée par centrifugation (5min, 3000 rpm) et mis à évaporer sous flux d'azote (N_2).

La saponification est une réaction d'hydrolyse en milieu basique (soude NaOH) de la fonction ester. Le produit de la réaction est un alcool et un carboxylate de sodium :

$$\mathbf{R1\text{-}COO\text{-}R2 + OH^- \rightarrow R1\text{-}COO^- + R2\text{-}OH}$$

Les lipides sont alors cassés en plusieurs entités, les acides gras. Ainsi, les résidus de lipides sont saponifiés (90 mn, 90°C) par l'addition de soude d'une solution de 2 moles NaOH:MeOH (1:2, v:v). Cette réaction est totale et le bain à chaud de 90°C permet de l'accélérer. L'addition d'acide chlorhydrique (500µl, 35%) stoppe la réaction. Les acides gras sont récupérés par deux lavages successifs de chloroforme (1,5 ml) qui est ensuite évaporé de nouveau à l'azote.

Les acides gras sont transformés en esters méthyles dans un bain chaud (10 mn, 90°C) après ajout d'un volume de BF_3-methanol (14% Boron triFluoride et 86% méthanol). La réaction de méthylation consiste à ajouter un groupe méthyl à l'acide gras grâce au méthanol et s'écrit de la manière suivante :

$$\mathbf{R\text{-}COOH + BF_3CH_3OH \rightarrow R\text{-}COOCH_3 + BF_3 + H_20}$$

Les produits obtenus sont alors des esters d'acides gras méthylés (FAME). Ces FAMEs sont volatiles et prêts pour être injectés dans le chromatographe en phase gazeuse.

La saponification et la méthylation sont réalisées d'après la méthode de Meziane et Tsuchiya (2002).

Les acides gras sont séparés et quantifiés dans un chromatographe en phase gazeuse (GC, Varian CP-3800) équipé d'un détecteur à flamme ionisante. La séparation des molécules est faite par une colonne Supelco OMEGAWAX 320 (30m x 0,32mm diamètre externe, 0,25 mm diamètre interne, 0,25 µm d'épaisseur de la phase stationnaire). L'hélium est le gaz d'injection. Un volume de 1 µl de solution d'hexane contenant l'extrait est vaporisé à 240°C au niveau de l'injecteur. Les acides gras vont migrer pendant 43,25 min à des températures croissantes dans une colonne de 30 m enroulé sur un support. Le four de la colonne est initialement à une température de 60°C. Cette température augmente jusqu'à 150°C à une vitesse de 40°C.min^{-1} pour y être maintenue 3 min. La température atteint alors 240°C à une vitesse de 3°C.min^{-1} et reste stable pendant 7 min. Les pics sont identifiés par chromatographie en phase gazeuse associée à un spectromètre de masse (GC-MS ; Varian 450-GC).

La concentration de chaque acide gras est calculée d'après Schomburg (1987) :

$$\mathbf{C_{AG} = A_s / A_{is} \times C_{is} / W_s}$$

Avec :

C_{AG}, la concentration de l'acide gras en milligrammes d'acide gras par gramme en poids sec,

A_s, l'aire du pic de l'acide gras,

A_{is}, l'aire du pic du standard interne,

C_{is}, la concentration du standard interne

W_s, poids sec de l'échantillon extrait.

Les acides gras dont le pourcentage était inférieur à 1% ont été éliminés et les pourcentages ont été recalculés.

II.5. Analyse statistique des données

II.5.1. Statistiques univariées

Les tests paramétriques sont utilisés lorsque les données suivent une distribution normale (test de Shapiro-Wilk) et que l'homogénéité des variances des moyennes est vérifiée (test F). Ces conditions sont souvent réunies en cas de grands nombres d'échantillons. Celles-ci n'ont pas été réunies concernant les données écologiques obtenues.

Lorsque les données vérifient une distribution normale mais que l'homogénéité des variances n'est pas établie, la comparaison des échantillons deux à deux s'effectuent à l'aide des tests t de Welsh par paire avec un niveau de signification de 5% ajustée selon la méthode de Holm. Cela fut le cas pour la comparaison entre les sites, les saisons et les périodes du jour, du nombre de familles de l'épifaune vagile et des caractéristiques de l'herbier.

Lorsque les données ne suivent pas une loi normale et que les effectifs des échantillons sont faibles, des tests non paramétriques de Mann-Whitney (MW) ont été réalisés dans le cas de la comparaison de deux échantillons. Tel a été le cas lors de la comparaison des données telles que l'abondance et le nombre de familles de l'épifaune vagile, les signatures isotopiques ($\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$) et les proportions des marqueurs acides gras des sources et des consommateurs, selon les deux sites ou les deux saisons.

La comparaison de plus de deux échantillons indépendants a été réalisée à l'aide d'une analyse de variance de rangs de Kruskal-Wallis (KW). Cette analyse construit des moyennes de rangs des observations dans les différents échantillons. Il n'y a pas d'hypothèse sur la distribution sous-jacente des données. S'il y a une différence significative globale, alors des tests de comparaisons multiples sont réalisés (procédure de Dunn, correction de Bonferroni). Tel a été le cas lors des comparaisons des données telles que les signatures isotopiques ou les proportions des acides gras selon les taxons. Le classement par groupes d'échantillons a été réalisé à l'aide de la fonction LSD.test de la librairie « agricolae » sous R (Stell *et al*., 1980). Ceci a été utilisé dans le cas des comparaisons des proportions relatives des marqueurs acides gras selon les taxons.

II.5.2. Statistiques multivariées

Les méthodes d'ordination et de groupement permettent de synthétiser graphiquement dans un système multidimensionnel les informations représentées par une matrice de données. Les informations sont projetées dans un espace réduit destiné à visualiser les facteurs principaux qui traduisent la variabilité des données.

Les analyses factorielles simples (AFC et ACP) sont des ordinations sans contraintes d'un tableau de variable-réponse à but exploratoire. L'analyse en composante principale (ACP) est utilisée dans le cadre de l'analyse des données quantitatives continues. L'analyse factorielle des correspondances (AFC) est plutôt utilisée pour les analyses de données qualitatives, semi-quantitatives ou de dénombrement d'espèces.

Les analyses canoniques (RDA et ACC) sont des ordinations sous contraintes qui confrontent une matrice de variables réponses à une matrice de variables explicatives (ter Braak et Prentice, 1988 ; Legendre et Legendre, 2012). Des tests statistiques par permutation testent la dépendance de la matrice des données-par rapport aux variables explicatives pour juger de leur pertinence. L'analyse de redondance (RDA) est le pendant de l'ACP tandis que l'ACC est le pendant de l'AFC. Ainsi des analyses canoniques des redondances confrontant le tableau de données du coefficient alimentaire Q, préalablement transformé par la distance de Hellinger, à celui des données de variables (sites, saisons et espèces) ont été réalisées.

L'analyse n-MDS (non-metric multidimensional scaling ou cadrage multidimensionnel non métrique) permet de représenter l'information contenue dans une matrice avec moins de déformations qu'une ACP. A partir des données transformées en pourcentage, une matrice de distance triangulaire basée sur le coefficient de similarité de Bray-Curtis a été créée. L'analyse n-MDS (non-Metric MultiDimensional Scaling ou cadrage multidimensionnel non métrique) (Clarke, 1993) est ensuite exécutée avec la fonction « metaMDS » du package « vegan » sous R. L'algorithme est basé sur une série d'itérations (5000) permettant de calculer la distance entre chaque couple de points de l'espace et la distance nécessaire qu'ils devraient avoir pour conserver l'ordre des dissimilarités, d'où la notion de « stress ». Quand le stress devient suffisamment petit, la nouvelle configuration de la matrice est gardée. Si la valeur du stress est inférieure à 0,2, la représentation peut être considérée de bonne qualité selon les recommandations de Clarke (1993). Le stress indique une bonne optimisation de la distance calculée entre chaque échantillon représenté selon un plan non métrique. Des analyses n-MDS ont ainsi été réalisées sur la matrice de données de l'épifaune vagile transformée en pourcentage ainsi que sur celles de la composition en acides gras (% des acides gras).

Les différences de composition des groupes, selon les facteurs considérés ou le

croisement de ceux-ci, ont été testées en utilisant une analyse de similarité à un ou deux facteurs au seuil de signification 5% (ANOSIM, analysis of similarities). La statistique du test a été calculée après 5000 permutations. Lorsque des différences de composition en acides gras ont été détectées, des tests de pourcentages de similarité (SIMPER) ont été utilisés afin de déterminer quels acides gras expliquent le plus les différences observées entre deux groupes de données (Warwick et Clarke, 1991). Les facteurs utilisés dans l'analyse ont été le site (côtier, large), les saisons (saison sèche, saison humide), la période du jour (jour et nuit), les groupes taxonomiques (Crustacés et Gastéropodes), les espèces ou les familles.

La fonction « envfit » de la librairie « vegan » sous R a été utilisée pour identifier les facteurs caractérisant la structure de l'herbier significativement corrélés avec les coordonnées de l'ordination en confrontant les données de moyennes des abondances de l'épifaune vagile et celles de la structure de l'herbier. La significativité au seuil de 5% est testée par permutation.

Les analyses statistiques ont été réalisées avec le Prologiciel R v 3.0.2© (R Core Team, 2013).

CHAPITRE 3 :

RESULTATS

I. RELATION ENTRE LA STRUCTURE DES COMMUNAUTES DE L'EPIFAUNE VAGILE ET LA COMPLEXITE DE L'HERBIER

L'objectif de cette partie est d'établir un lien entre la complexité de l'herbier à *Thalassia testudinum* et la structure des communautés d'Invertébrés de l'épifaune vagile. Pour cela, les variables telles que la longueur des feuilles, la densité des plants, la biomasse foliaire, la biomasse de la litière de feuilles mortes et la charge en épiphytes ainsi que leur composition ont été étudiées selon les sites (herbier côtier et herbier du large) et selon les saisons (saison sèche et saison humide). Les structures des communautés de l'épifaune vagile ont ensuite été décrites à travers la diversité des familles d'Invertébrés et leurs abondances relatives en fonction des sites, des saisons et de la période du jour et de la nuit. Les données issues de la complexité de l'herbier ont alors été confrontées à celles des abondances relatives des Invertébrés afin d'identifier les variables explicatives de la structure des communautés de l'épifaune vagile.

I.1. Complexité structurale des herbiers

Les variables concernant la complexité structurale de l'herbier côtier et de l'herbier du large ont été étudiées en saison sèche et en saison humide (Tableau III-1).

Tableau III-1. Variables de la complexité structurale (moyenne ± écart-type) mesurées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide et effets des sites et des saisons (tests de Welsh).

	Herbier côtier		**Herbier du large**		**Effet**	
	Sèche	**Humide**	**Sèche**	**Humide**	**Site**	**Saison**
Longueurs des feuilles (cm)	30,6±1,1	26,9±0,7	15,1±0,6	12,8±0,5	***	***
Densités des plants (ind.m^{-2})	522,6±54,9	906,7±166,4	1443,6±102,8	1503,3±208,5)	***	*
Biomasse de la litière (g.m^{-2})	33,0±11,3	38,7±5,6	9,1±2,6	12,7±5,0	***	ns
Charge en épiphytes (%)	15,0±1,7	4,5±1,4	5,2±0,9	3,6±1,1	***	***
Production primaire (g.m^{-2}.j^{-1})	3,7±0,9	2,7±0,6	4,5±0,6	3,3 ±0,6	ns	**
Biomasse foliaire (g.m^{-2})	132,2±25,2	269,4±27,2	317,3±51,4	152,2±22,3	ns	ns

**** : significatif à p<0,001 ; ** : significatif à p<0,01 ; * : significatif à p<0,05 ; ns : non significatif à p>0,05.*

Excepté pour la production primaire et la biomasse foliaire, les variables présentent des valeurs significativement différentes entre les sites. Ainsi, l'herbier côtier est caractérisé par des feuilles deux fois plus longues, des densités de plants de 1,7 à 2,8 fois plus faibles, une biomasse de litière de 3 à 3,6 fois plus importante et une charge en épiphytes de 1,3 à 2,9 fois

plus forte que celui du large. Aucun effet saisonnier n'a été trouvé concernant la biomasse de la litière et la biomasse foliaire. La longueur des feuilles, la densité des plants, la charge en épiphytes et la production primaire présentent des différences significatives entre les saisons. Les feuilles sont plus longues, les plants moins denses, la charge en épiphytes et la production primaire plus importante en saison sèche qu'en saison humide.

Le taux de recouvrement des organismes épiphytes présents sur les feuilles de l'herbier côtier et de l'herbier du large en saison sèche et en saison humide a été étudiée (Tableau III-2).

Tableau III-2. Taux de recouvrement exprimé en pourcentage (moyenne ± erreur standard) des organismes épiphytes présents sur les feuilles de *Thalassia testudinum* dans l'herbier côtier et dans celui du large en saison sèche et en saison humide et effets des sites et des saisons (tests de Welsh).

	Herbier côtier		**Herbier du large**		**Effet**	
	Sèche	**Humide**	**Sèche**	**Humide**	**Site**	**Saison**
Vide	53,3±2,6	49,8±3,5	47,4±3,4	47,6±2,8	ns	ns
Algues Rouges	31,6±2,4	1,3±1	46,1±3,2	24,2±3	***	***
Algues Brunes	4,1±0,5	36,2±3,7	0±0	7,4±1,2	***	***
Bryozoaires	1,1±0,1	10±1	2,9±0,4	0,9±0,2	*	**
Hydraires	1,5±0,3	1,1±0,5	0,1±0,1	13,7±2,9	ns	**
Annélides sessiles	1,5±0,2	0,5±0,2	0±0	0±0	***	***
Trous dans la feuille	2,5±0,6	1,1±0,4	2,7±0,8	6,1±0,8	***	*
Autres épiphytes	4,4±0,4	0±0	0,8±0,3	0±0	***	***

**** : significatif à p<0,001 ; ** : significatif à p<0,01 ; * : significatif à p<0,05 ; ns : non significatif à p>0,05, Vide = zone de feuille non colonisées par des épiphytes.*

Le pourcentage de zones non colonisées par les épiphytes (« Vide ») ne diffère pas significativement selon les sites et les saisons. Le taux de recouvrement des épiphytes (*i.e.* les zones non vides) est ainsi estimé à 50,3±1,5%. Les épiphytes sont composés majoritairement d'Algues Rouges et Brunes, d'Hydraires et de Bryozoaires. Les compositions des épiphytes présentent des différences significatives du pourcentage d'Algues Rouges, d'Algues Brunes, de Bryozoaires, d'Annélides sessiles et d'autres organismes épiphytes entre les sites et les saisons. De plus, les pourcentages d'Hydraires diffèrent significativement selon les saisons ce qui n'est pas le cas selon les sites.

En saison sèche, les pourcentages d'Algues Rouges et de Bryozoaires sont plus importants dans les épiphytes des feuilles de l'herbier du large alors que les pourcentages d'Algues Brunes, d'Annélides sessiles et d'autres organismes épiphytes sont plus importants

dans les épiphytes des feuilles de l'herbier côtier. En saison humide, le pourcentage d'Algues Rouges est plus important dans les épiphytes du large, alors que les Algues Brunes, les Bryozoaires et les Annélides sessiles sont plus importants dans les épiphytes côtiers.

Dans la composition des épiphytes côtiers, les pourcentages des Algues Rouges, des Hydraires, des Annélides sessiles et des autres organismes épiphytes sont plus importants en saison sèche alors que ceux des Algues Brunes et des Bryozoaires sont plus importants en saison humide. Dans la composition des épiphytes du large, les pourcentages d'Algues Rouges, de Bryozoaires et d'autres organismes épiphytes sont plus importants en saison sèche alors que ceux des Algues Brunes et des Hydraires sont plus importants en saison humide.

I.2. Structure des communautés de l'épifaune vagile

Les abondances moyennes des familles de l'épifaune vagile, les abondances moyennes totales et le nombre moyen de familles dans l'herbier côtier et l'herbier du large en saison sèche et en saison humide sont présentés au Tableau III-3.

Tableau III-3. Abondances relatives (ind.m^{-2}) (moyenne ± erreur standard) des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile et nombre de familles collectées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide, le jour et la nuit.

Taxon (ind.m^{-2})	Côtier				Large			
	Sèche		Humide		Sèche		Humide	
	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit
Hirudinea	0	0,02 ± 0,01	0	0	0	0	0	0
Oligochaeta	0	0,02 ± 0,02	0	0	0	0	0	0
Subtotal Clitellata	0	0,04 ± 0,02	0	0	0	0	0	0
Nereididae	0,01 ± 0,01	0,04 ± 0,03	0	0	0	0	0	0
Syllidae	0,21 ± 0,06	0,07 ± 0,04	0	0	0	0	0	0
Phyllodocidae	0,02 ± 0,02	0,29 ± 0,08	0	0	0	0	0	0
Eunicidae	0	0,27 ± 0,1	0	0	0	0	0	0
Polychaeta_ind	0,13 ± 0,08	0,39 ± 0,08	0,06 ± 0,03	0,05 ± 0,02	0	0,03 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01
Subtotal Polychaeta	0,37 ± 0,12	1,05 ± 0,21	0,06 ± 0,03	0,05 ± 0,02	0	0,03 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01

ind = famille indéterminée.

Tableau III-3 (Suite). Abondances relatives (ind.m^{-2}) (moyenne ± erreur standard) des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile et nombre de familles collectées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide, le jour et la nuit.

Taxon	Côtier				Large			
	Sèche		Humide		Sèche		Humide	
	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit
Cerithiidae	1,59 ± 0,39	0,42 ± 0,07	0,13 ± 0,04	0,27 ± 0,03	35,2 ± 5,2	109,89 ± 9,2	8,07 ± 1,02	68,52 ± 5,33
Modulidae	0,95 ± 0,14	0,03 ± 0,01	0,07 ± 0,02	0,09 ± 0,02	0,31 ± 0,04	0,07 ± 0,02	0,45 ± 0,1	0,14 ± 0,04
Marginellidae	0,07 ± 0,04	6,34 ± 0,53	1,35 ± 0,24	6,51 ± 0,63	0	0,02 ± 0,01	0	0
Eulimidae	0,01 ± 0,01	0,21 ± 0,05	0,04 ± 0,01	0,15 ± 0,05	0,06 ± 0,03	0,04 ± 0,02	0,02 ± 0,01	0
Caecidae	0	0,05 ± 0,03	0,15 ± 0,03	0,09 ± 0,08	0	0,01 ± 0,01	0	0
Costellariidae	0,37 ± 0,08	0,55 ± 0,07	2,33 ± 0,29	1,7 ± 0,33	0,02 ± 0,01	0	0,01 ± 0,01	0
Buccinidae	0,02 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0	0	0	0	0	0
Naticidae	0,03 ± 0,02	0	0	0	0	0	0	0
Turbinidae	0,01 ± 0,01	0	0	0,03 ± 0,01	0,13 ± 0,04	1,63 ± 0,23	0,41 ± 0,08	2,22 ± 0,28
Phasianellidae	0,09 ± 0,03	0,23 ± 0,04	0,25 ± 0,05	0,27 ± 0,08	0,09 ± 0,03	0,27 ± 0,04	0,18 ± 0,05	0,25 ± 0,09
Neritidae	0,02 ± 0,01	0,43 ± 0,07	0,07 ± 0,01	0,15 ± 0,03	0,23 ± 0,03	1,11 ± 0,08	0,31 ± 0,08	0,59 ± 0,09
Pyramidellidae	0,03 ± 0,02	0	0	0	0,02 ± 0,02	0	0	0
Bullidae	0	0,85 ± 0,16	0	0,01 ± 0,01	0	0	0	0,05 ± 0,03
Gastropoda_ind	0	0	0,18 ± 0,04	0,07 ± 0,02	0	0	0,02 ± 0,01	0,03 ± 0,01
Subtotal Gastropoda	3,19 ± 0,49	9,11 ± 0,66	4,57 ± 0,49	9,34 ± 0,98	36,06 ± 5,24	113,05 ± 9,36	9,47 ± 1,26	71,81 ± 5,57
Lucinidae	0,03 ± 0,02	0	0	0	0,02 ± 0,01	0	0	0
Veneridae	0,03 ± 0,02	0	0	0	0	0	0	0
Bivalvia_ind	0	0	0,1 ± 0,04	0,01 ± 0,01	0,02 ± 0,02	0	0	0
Subtotal Bivalvia	0,06 ± 0,04	0	0,1 ± 0,04	0,01 ± 0,01	0,04 ± 0,02	0	0	0
Chitonidae	0	0	0	0,09 ± 0,03	0	0	0	0
Subtotal Polyplacophora	0	0	0	0,09 ± 0,03	0	0	0	0
Leptocheliidae	13,72 ± 3,12	37,91 ± 1,87	0,43 ± 0,18	0,07 ± 0,05	0	0	0,14 ± 0,07	0
Sphaeromatidae	0,11 ± 0,03	6,61 ± 0,43	0,37 ± 0,05	1,45 ± 0,24	0,01 ± 0,01	0,31 ± 0,07	0,02 ± 0,01	0,56 ± 0,33
Idoteidae	0,78 ± 0,24	1,22 ± 0,3	0,05 ± 0,03	0,03 ± 0,03	0	0	0	0
Gammaridae	0,74 ± 0,1	4,7 ± 0,53	1,08 ± 0,14	7,03 ± 0,7	0,01 ± 0,01	0	0,02 ± 0,01	0,01 ± 0,01
Caprellidae	0,01 ± 0,01	0,07 ± 0,02	0	0	0	0	0	0
Subtotal Peracarida	15,35 ± 3,24	50,52 ± 1,84	1,93 ± 0,23	8,57 ± 0,72	0,02 ± 0,01	0,31 ± 0,07	0,18 ± 0,09	0,57 ± 0,33
Hippolytidae	6,03 ± 0,68	45,65 ± 2,28	12,17 ± 1,5	11,17 ± 0,98	3,87 ± 0,46	3,89 ± 0,25	0,51 ± 0,07	0,57 ± 0,07
Palaemonidae	0,01 ± 0,01	18,93 ± 1,35	0,18 ± 0,05	2,05 ± 0,25	0,56 ± 0,14	2,15 ± 0,2	0,55 ± 0,11	2,11 ± 0,21
Processidae	0	0	0,01 ± 0,01	0,93 ± 0,09	0	0,76 ± 0,08	0,01 ± 0,01	0,33 ± 0,05
Crangonidae	0	0	0	0	0	0,03 ± 0,02	0	0
Alpheidae	0	0,31 ± 0,07	0,03 ± 0,02	0,49 ± 0,11	0	0	0,14 ± 0,07	0,91 ± 0,2
Caridea_ind	0	0	0,17 ± 0,04	0,11 ± 0,03	0	0,01 ± 0,01	0,12 ± 0,02	0,07 ± 0,03
Subtotal Caridea	6,03 ± 0,68	64,88 ± 3,05	12,57 ± 1,49	14,75 ± 1,25	4,43 ± 0,56	6,85 ± 0,29	1,33 ± 0,16	4 ± 0,31
Paguridae	1,69 ± 0,24	0,85 ± 0,07	0,55 ± 0,07	0,49 ± 0,08	0,56 ± 0,1	28,31 ± 0,74	1,13 ± 0,21	2,73 ± 0,45
Subtotal Anomura	1,69 ± 0,24	0,85 ± 0,07	0,55 ± 0,07	0,49 ± 0,08	0,56 ± 0,1	28,31 ± 0,74	1,13 ± 0,21	2,73 ± 0,45

ind = famille indéterminée.

Tableau III-3 (Suite). Abondances relatives (ind.m^{-2}) (moyenne ± erreur standard) des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile et nombre de familles collectées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide, le jour et la nuit.

Taxon	Côtier				Large			
	Sèche		Humide		Sèche		Humide	
	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit	Jour	Nuit
Xanthidae	0	2,62 ± 0,5	0,02 ± 0,01	0,67 ± 0,07	0	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,05 ± 0,03
Portunidae	0	0,02 ± 0,01	0	0,19 ± 0,08	0	0,82 ± 0,06	0	0,13 ± 0,02
Majidae	0,01 ± 0,01	0,15 ± 0,02	0,01 ± 0,01	0,21 ± 0,04	0,01 ± 0,01	0,03 ± 0,01	0	0,09 ± 0,02
Brachyura_ind	0,02 ± 0,01	0	0	0,01 ± 0,01	0	0	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01
Subtotal Brachyura	0,03 ± 0,02	2,79 ± 0,53	0,03 ± 0,01	1,09 ± 0,14	0,01 ± 0,01	0,85 ± 0,06	0,02 ± 0,01	0,29 ± 0,04
Solenoceridae	0	0	0	0,43 ± 0,06	0	0	0,05 ± 0,02	0,23 ± 0,05
Penaeidae_ind	0	0,05 ± 0,03	0	0	0	0,01 ± 0,01	0	0
Subtotal Peneaeoidea	0	0,05 ± 0,03	0	0,43 ± 0,06	0	0,01 ± 0,01	0,05 ± 0,02	0,23 ± 0,05
Euphausiidae	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0	0	0	0	0	0
Squillidae	0	0	0	0	0	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01
Subtotal autres Malacostraca	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0	0	0	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,01
Nymphonidae	0,13 ± 0,05	0,01 ± 0,01	0	0	0	0	0	0
Subtotal Pycnogonida	0,13 ± 0,05	0,01 ± 0,01	0	0	0	0	0	0
Toxopneustidae	0,86 ± 0,12	0,67 ± 0,07	0	0	0	0,09 ± 0,04	0	0
Subtotal Echinidea	0,86 ± 0,12	0,67 ± 0,07	0	0	0	0,09 ± 0,04	0	0
Total	**27,71 ± 3,86**	**129,98 ± 4,35**	**19,82 ± 1,97**	**34,81 ± 2,73**	**41,12 ± 5,7**	**149,49 ± 9,95**	**12,2 ± 1,42**	**79,64 ± 6,08**
Nombre de familles	**14,3 ± 0,9**	**21,9 ± 0,9**	**14,3 ± 0,9**	**18,9 ± 0,7**	**8,4 ± 0,7**	**12,8 ± 0,4**	**11,5 ± 0,7**	**14 ± 0,6**

ind = famille indéterminée.

Les abondances totales sont comprises entre 12,2 (± 1,4) ind.m^{-2} (Sh, La, Jour) à 149,5 (± 10,0) ind.m^{-2} (Ss, La, Nuit). Les taxons les plus représentés sont les Gastéropodes (14 familles) et les Crustacés (20 familles) incluant les Péracarides (5 familles) et les Décapodes (11 familles). Ces familles représentent 99 % des individus collectés au cours de cette étude, le reste correspondant principalement à des Bivalves et des Polychètes.

Une analyse n-MDS de la structure des communautés de l'épifaune vagile basée sur les pourcentages des abondances familiales a été réalisée (Figure III-1). La valeur du stress (0,07) étant inférieure à 0,2, la représentation peut être considérée de bonne qualité selon les recommandations de Clarke (1993).

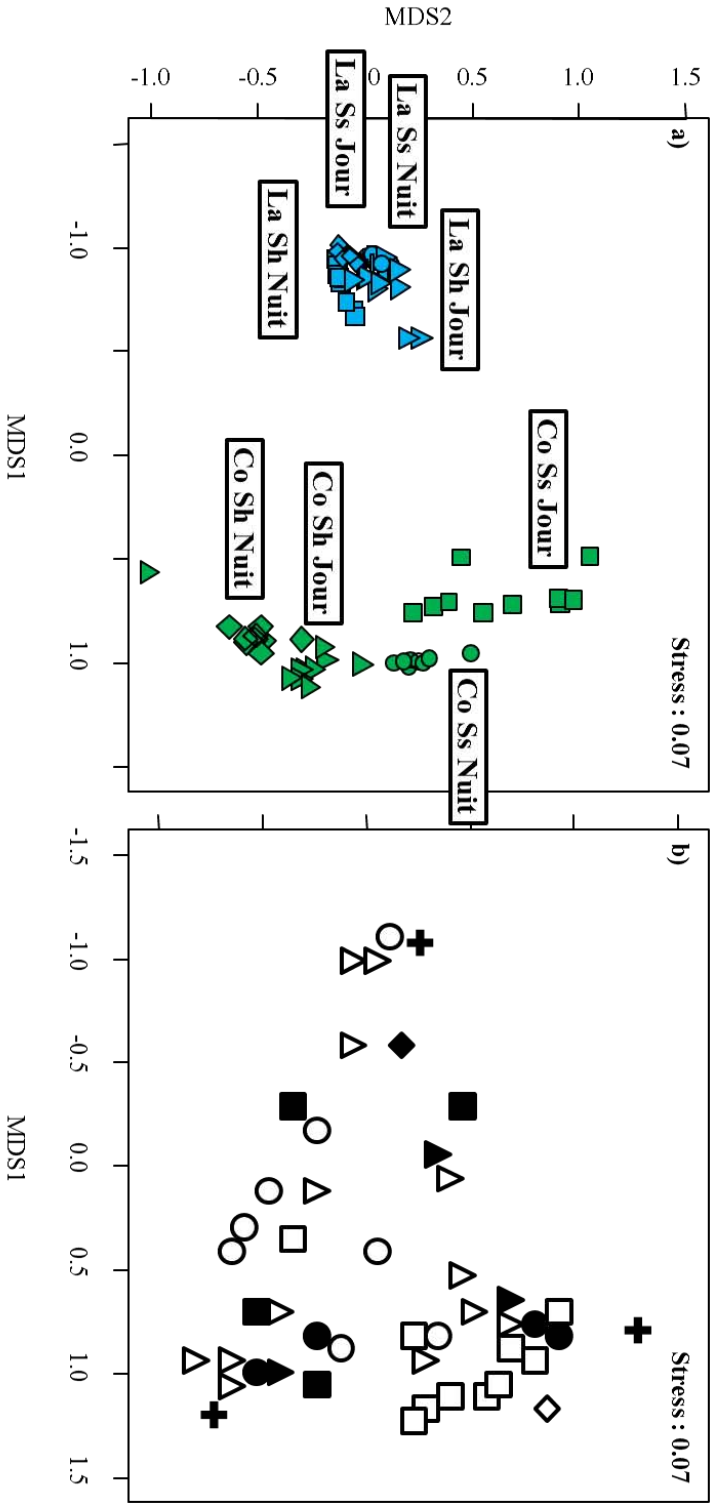


Figure III-1. Analyse n-MDS basée sur les distances de Bray-Curtis pour chaque échantillon d'épifaune vagile avec a) les symboles superposés des sites d'herbiers (Co=côtier en vert, La=large en bleu), des saisons (Ss=saison sèche, Sh=saison humide) et de la période jour et nuit (■= Co Ss Jour, ●=Co Ss Nuit, ▲ = Co Sh Jour, ◆ = Co Sh Nuit, ■ = La Ss Jour, ● = La Ss Nuit, ▲= La Sh Jour, ◆ = La Sh Nuit) et b) les symboles superposés représentant les taxons de l'épifaune vagile : Bivalves (▲), Gastéropodes (△), Péracarides (●), Décapodes et Dendrobranchiata (○), Décapodes Brachyoures (■), Décapodes Anomoures (◆), autres Crustacés (✚), Echinodermes (◇) et Annélides (□)).

Les abondances de l'épifaune vagile en fonction des sites, des saisons et des périodes du jour et de la nuit ont été représentées sur la Figure III-2.

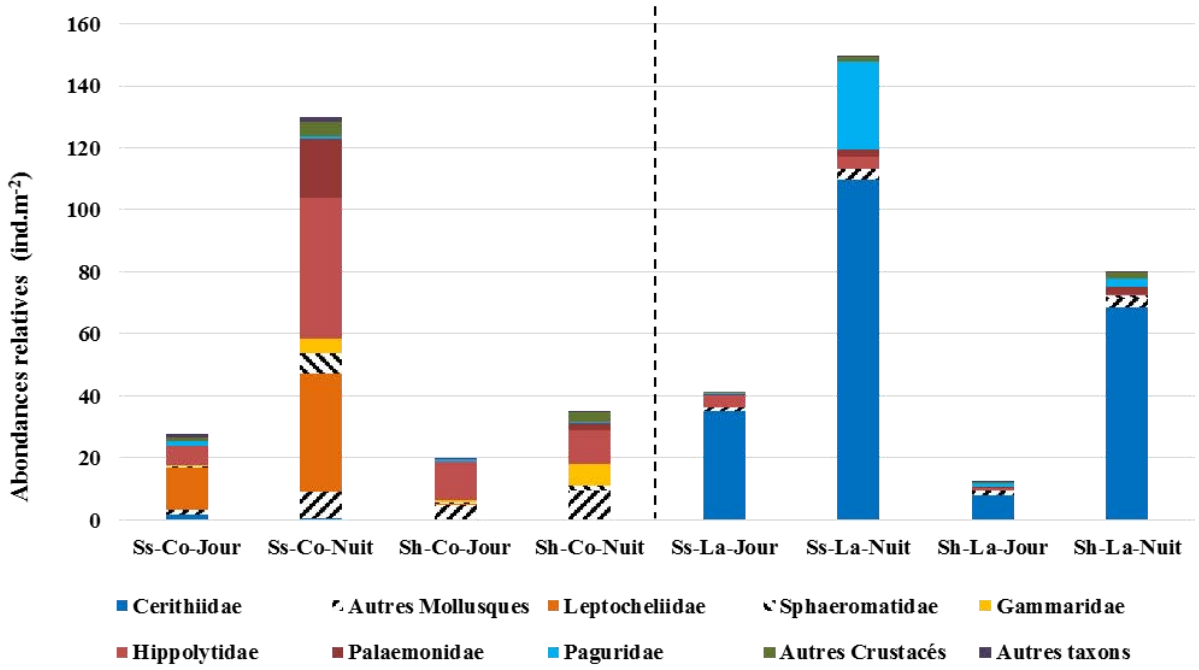


Figure III-2. Abondances relatives (ind.m^{-2}) (moyenne ± erreur standard) des Invertébrés de l'épifaune vagile collectée dans l'herbier côtier (Co) et dans celui du large (La), en saison sèche (Ss) et humide (Sh), le jour et la nuit dans le GCSM.

Les abondances totales ne présentent pas de différences entre les sites. Le nombre de familles est quant à lui significativement différent entre les sites (test t de Welsh, p<0,001) et est plus important dans l'herbier côtier (entre 14,3 ± 0,9 et 21,9 ± 0,9) que dans celui du large (entre 8,4 ± 0,7 et 14 ± 0,6) (Tableau III-3). De plus, 14 familles appartenant à divers phylums (Annélides, Mollusques, Arthropodes) sont exclusivement présentes dans l'herbier côtier alors que seulement deux familles sont exclusivement présentes dans le site du large (Tableau III-3). Les communautés de l'épifaune vagile sont significativement différentes selon les sites (ANOSIM, R=0,99, p<0,001) comme le montre l'analyse n-MDS (Figure III-1a). Ces communautés présentent une dissimilarité de 88,05 % (analyse SIMPER) qui est causée par une plus grande contribution des Leptocheliidae, des Gammaridae, des Sphaeromatidae (Péracarides), des Hippolytidae (Décapodes), des Marginellidae et des Costellariidae (Gastéropodes), des Toxopneustidae et une plus faible contribution des Cerithiidae, des Turbinidae (Gastéropodes) et des Paguridae (Anomoure) au site côtier par rapport à celui du large (Figure III-1b). Ces familles ont des abondances significativement différentes entre les

sites (Mann-Withney MW, p<0,001). En effet, la communauté du site côtier est composée de 36% de Péracarides, (principalement les Leptocheliidae, les Gammaridae et les Sphaeromatidae) et de 46,3% de Décapodes Caridés (principalement les Hippolytidae) tandis que la communauté de l'herbier du large est dominée par 81,6 % de Gastéropodes (principalement des Cerithiidae) et 11,6 % de Paguridae (Anomoures) (Figure III-2).

Les abondances totales sont significativement différentes entre les saisons (MW, p<0,001), avec des valeurs entre 1,4 et 3,7 fois plus fortes en saison sèche qu'en saison humide. Dix-sept familles sont exclusivement présentes en saison sèche (et correspondent pour la plupart à celles qui sont exclusivement présentes dans l'herbier côtier) alors que seulement trois familles sont exclusivement présentes en saison humide (Tableau III-3). Les communautés de l'épifaune vagile sont significativement différentes selon les saisons que ce soit dans l'herbier côtier (ANOSIM : R= 0,69 ; p<0,001) ou dans celui du large (ANOSIM : R=0,16 ; p=0,003). De plus, la dissimilarité moyenne entre les saisons est plus importante dans l'herbier côtier que dans l'herbier du large (58,4% et 20,4% respectivement) (Figure III-1a). Dans l'herbier côtier, la dissimilarité entre les saisons est due à une plus forte contribution des Leptocheliidae, des Hippolytidae, des Toxopneustidae, des Paguridae et des Annélides à la saison sèche par rapport à la saison humide. Les abondances de ces familles sont significativement différentes selon les saisons (MW, p<0,01) et sont plus importantes en saison sèche qu'en saison humide (Tableau III-2, Figure III-2). Dans l'herbier du large, la dissimilarité entre les sites est due à une plus forte contribution des Cerithiidae, des Paguridae et des Hippolytidae à la saison sèche par rapport à la saison humide. Les abondances de ces familles sont significativement différentes entre les saisons (MW, p<0,01) et sont plus importantes en saison sèche qu'en saison humide (Tableau III-3, Figure III-2).

La composition des communautés de l'épifaune vagile n'est pas significativement différente entre le jour et la nuit (ANOSIM, facteur jour-nuit, p=0,08). Cependant, il existe des différences significatives des abondances totales de l'épifaune vagile entre le jour et la nuit (MW, p<0,001) avec 1,8 à 6,6 fois plus d'individus la nuit que le jour (Tableau III-3, Figure III-2) ainsi que du nombre de familles (W, p<0,001) qui est plus élevé la nuit que le jour (Tableau III-3). Les abondances des Gastéropodes, des Péracarides, des Décapodes Caridés et des Anomoures diffèrent significativement entre le jour et la nuit (MW, p<0,001). Ainsi, dans l'herbier du large, les Gastéropodes ont des abondances de 3,1 à 7,6 plus importantes la nuit que le jour (Tableau III-3, Figure III-2). Dans cet herbier, en saison humide, les Décapodes Anomoures (Paguridae) sont de 2,4 à 50,5 fois plus abondants la nuit que le jour (Tableau III-3, Figure III-3). Dans l'herbier côtier, les abondances des Péracarides augmentent de 3,3 à 4,4

fois la nuit et celles des Décapodes Caridés de 1,2 (en saison humide) à 10,8 fois (en saison sèche) la nuit (Tableau III-3, Figure III-3). Dans l'herbier côtier, les crevettes de « grandes tailles » telles que les Alpheidae, les Processidae et les Solenoceridae ainsi que les Brachyoures tels que les Xanthidae, les Portunidae et les Majidae sont significativement plus abondants la nuit que le jour (MW, p<0,002). Les plus fortes abondances de ce type d'Invertébrés la nuit par rapport au jour est aussi vrai dans l'herbier du large en ce qui concerne les Processidae, les Portunidae et les Majidae (MW, p<0,001) ainsi que les Solenoceridae (MW, p=0,02) (Tableau III-3).

I.3. Relation entre les variables de la complexité de l'herbier et la structure des communautés de l'épifaune vagile

Les variables de la complexité structurale des herbiers ont été confrontées aux moyennes des abondances de l'épifaune vagile à l'aide des tests de corrélations par permutation via la fonction « envfit » de la librairie « vegan » sous R (Tableau III-4).

Tableau III-4. Résultats des tests de corrélations par permutation entre les variables de la complexité des herbiers et les moyennes des abondances relatives des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile.

Variables	Axe 1	Axe 2	R^2	*p*-value
Longueur des feuilles	0,99	0,12	0,98	***
Densité des plants	-0,97	-0,24	0,99	***
Biomasse de la litière	0,99	-0,16	0,99	**
Charge en épiphytes	0,80	0,60	0,98	*
Biomasse foliaire	-0,66	-0,75	0,43	ns
Production primaire	-0,60	0,80	0,58	ns

(***) Significatif à p<0,001 ; (**) significatif à p<0,01 ; (*) significatif à p<0,05 ; ns : non significatif à p>0,05.

Les variables de la complexité structurale des herbiers telles que la longueur des feuilles de *T. testudinum*, la densité des plants, la biomasse de la litière et la charge en épiphytes sont corrélées avec les abondances relatives des familles de l'épifaune vagile.

II. SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE DANS LES HERBIERS A *THALASSIA TESTUDINUM*

Si la proximité de la mangrove côtière a un impact sur la complexité structurale de l'herbier, ce facteur a certainement une influence sur la disponibilité des sources de matière organique présentes telles que les épiphytes, le biofilm, les feuilles de *Thalassia testudinum*, la litière, les macro-algues et les feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* en épave sur le sédiment. Cette partie a pour objectif d'évaluer la disponibilité et la qualité nutritive des sources de matière organique selon les sites (herbier côtier et herbier du large) et selon les saisons (saison sèche et en saison humide).

Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique permettent de les distinguer selon leur métabolisme, leur utilisation préférentielle de la forme de carbone et d'azote inorganique et l'influence des processus de décomposition. Le rapport carbone total sur azote total (C/N) d'une source permet d'évaluer sa composition en composé carbonés, tels que les sucres, et en composés azotés tels que les protéines. Ce rapport est un indicateur de la valeur nutritive d'une source et montre si celle-ci est suffisante pour combler les besoins nutritionnels d'un consommateur. La composition en acides gras des sources fournit des informations sur leur richesse en matière organique, à travers la concentration en acides gras totaux, et sur leur composition en micro-algues, en bactéries ou en plantes vasculaires via les proportions relatives des marqueurs associés.

II.1. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$

Les signatures isotopiques mesurées en $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ (moyenne ± écart-type) des sources sont présentées sur la Figure III-3 et en Annexe 1.

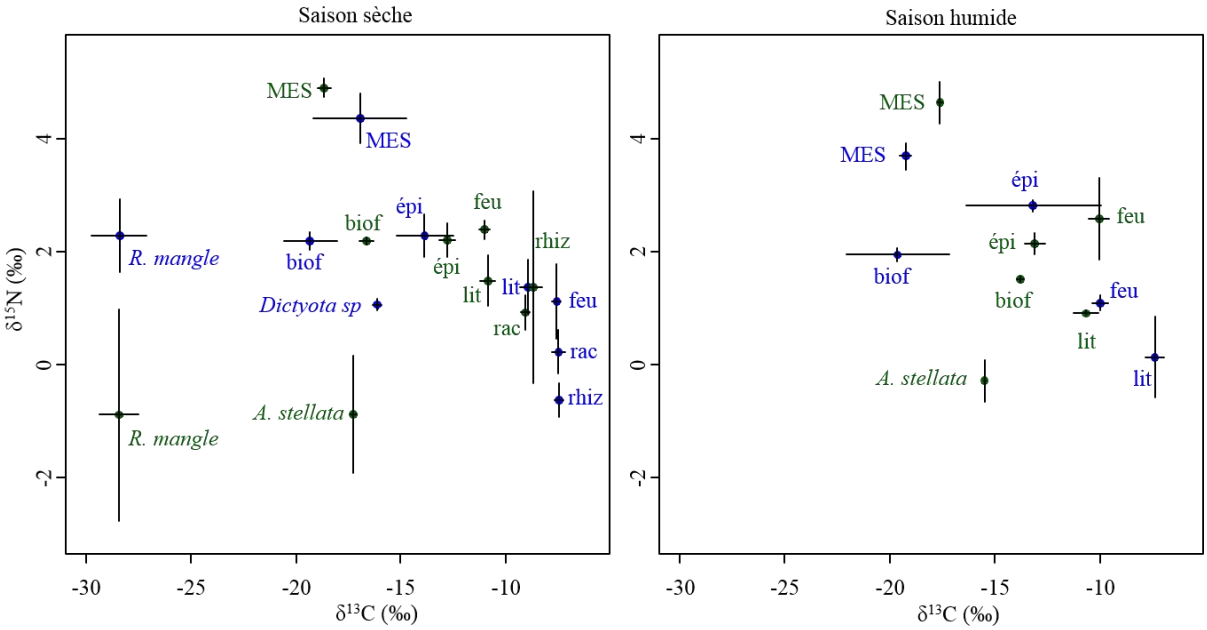


Figure III-3. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique échantillonnées dans l'herbier côtier (en vert) et dans l'herbier du large (en bleu), en saison sèche et en saison humide. *Épi=épiphytes, feu=feuilles de Thalassia testudinum, rac=racine de T. testudinum, rhiz=rhizome de Thalassia testudinum, lit=litière de feuilles mortes, MES=matières en suspension.*

Les valeurs de $\delta^{13}C$ sont comprises entre -28,4±0,9‰ (feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment, Ss La) et -7,4±0,5‰ (litière, Sh La). Quels que soient les sites ou les saisons, les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des sources de matière organique sont significativement différentes (Kruskal-Wallis KW, $p \leq 0,01$). Les tissus de *Thalassia testudinum* tels que les feuilles vertes, les racines, les rhizomes et la litière sont les sources de matière organique les plus enrichies en $\delta^{13}C$ avec des valeurs situées entre -11±0,2‰ (feuilles vertes, Ss Co) et -7,4±0,2 ‰ (rhizomes, Ss La) alors que les feuilles de *Rhizophora mangle* sont les plus appauvries en $\delta^{13}C$ (-28,4±1,3‰). Les épiphytes, dont les valeurs en $\delta^{13}C$ sont situées entre -13,8±1,0‰ et -12,8±0,4‰, sont plus enrichis que le biofilm ($\delta^{13}C$: entre -16,6±0,3‰ et -19,6±2,4‰) sauf dans l'herbier côtier en saison humide (biofilm : -13,8±0,2‰). Les épiphytes sont aussi plus enrichis en $\delta^{13}C$ que les MES ($\delta^{13}C$ entre -16,9±2,2‰ et 19,2±0,3‰). Les valeurs de $\delta^{13}C$ des macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp. sont comprises entre -15,5±0,1‰ et -17,2±0,2‰. Les valeurs de $\delta^{13}C$ de *Anadyomene stellata* ne diffèrent pas significativement de celles des épiphytes et du biofilm mais sont significativement différentes de celles des MES (KW, p=0,004). Les valeurs de $\delta^{13}C$ de *Dictyota* sp. ne diffèrent pas significativement de celles des épiphytes, des MES et du biofilm (KW, p=0,12).

Les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des sources sont comprises entre -0,9±1,9‰ (*Rhizophora mangle*, Ss Co) et 4,9±0,2‰ (MES, Ss Co). Quels que soient les sites ou les saisons, les valeurs de $\delta^{15}N$ des sources sont significativement différentes (KW, p<0,001). Ainsi, les MES ($\delta^{15}N$: entre 3,7±0,2‰ et 4,9±0,2‰) sont plus enrichies que les autres sources dont la valeur maximum est atteinte par les épiphytes dans l'herbier du large en saison humide ($\delta^{15}N$: 2,8±0,1‰). Il est à noter que les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des feuilles de *R. mangle* (Ss Co), de la macro-algue verte *Anadyomene stellata* (Co) et des rhizomes de *Thalassia testudinum* (Ss La) sont négatives (Figure III-3).

Les différences de signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ de chaque source analysée en fonction des sites (herbier côtier et herbier du large) et des saisons (saison humide et saison sèche) ont été évaluées à l'aide de tests unilatéraux U de Mann-Whitney (Tableau III-5).

Tableau III-5. Effets des sites et des saisons sur les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique (tests unilatéraux U de Mann-Whitney).

	$\delta^{13}C$		**$\delta^{15}N$**	
Sources	**Co vs La**	**Ss vs Sh**	**Co vs La**	**Ss vs Sh**
Feuille *Thalassia testudinum*	Co<La* (Ss)	_	Co>La***	_
Racines et rhizomes	Co<La***	_	Co>La***	_
Litière de feuilles mortes	Co<La***	_		Ss>Sh***
Epiphytes	_	_		_
Biofilm	Co>La***	Co : Ss<Sh (obs)	_	Ss>Sh***
Matières en suspension	Sh : Co>La (obs)	_	Co>La***	_

Co=côtier, La=large, Ss=saison sèche, Sh=saison humide, p=p-value.

**** : p<0,001 ; ** : p<0,01 ; * : p<0,05, Obs=observation des valeurs (moyenne ± écart-type).*

Les tissus de *Thalassia testudinum* tels que les feuilles en saison sèche, l'ensemble des racines et des rhizomes, et la litière sont significativement plus enrichis en $\delta^{13}C$ dans l'herbier du large que dans celui du côtier. Les signatures isotopiques des racines et des rhizomes ne montrent pas de différences significatives que ce soit en $\delta^{13}C$ (KW, p=0,7) ou en $\delta^{15}N$ (KW, p=0,2). Le biofilm côtier est significativement plus enrichi en $\delta^{13}C$ que celui du large. L'observation des valeurs de $\delta^{13}C$ du biofilm côtier (Ss Co : -16,6±0,3‰ ; Sh Co : -13,8±0,2‰) révèle un enrichissement en saison humide par rapport à la saison sèche. Les différences des valeurs de $\delta^{13}C$ des MES en saison humide selon les sites (Sh La : -19,2±0,3‰ ; Sh Co : -17,6±0,1‰) traduisent un enrichissement isotopique dans l'herbier côtier par rapport à celui du large. Les tissus issus de *T. testudinum* (les feuilles, les racines et les rhizomes) et les MES sont

significativement plus enrichies en $\delta^{15}N$ dans l'herbier côtier que dans celui du large. La litière et le biofilm sont significativement plus enrichies en $\delta^{15}N$ en saison sèche qu'en saison humide (Tableau IV-1). Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des feuilles de *T. testudinum*, de la litière, des épiphytes et du biofilm montrent que ces sources sont différentes, excepté pour les feuilles de *T. testudinum* et la litière dans l'herbier côtier en saison sèche dont les valeurs respectives sont -11,0±0,2‰ et -10,8±0,4‰.

II.2. Rapport du carbone total sur l'azote total C/N

Les sources de matière organique présentent un rapport du carbone total sur l'azote total (C/N) significativement différent (KW, p<0,001) ce qui n'est pas le cas selon les sites et les saisons (KW, p=0,16) (Figure III-4, Annexe 2).

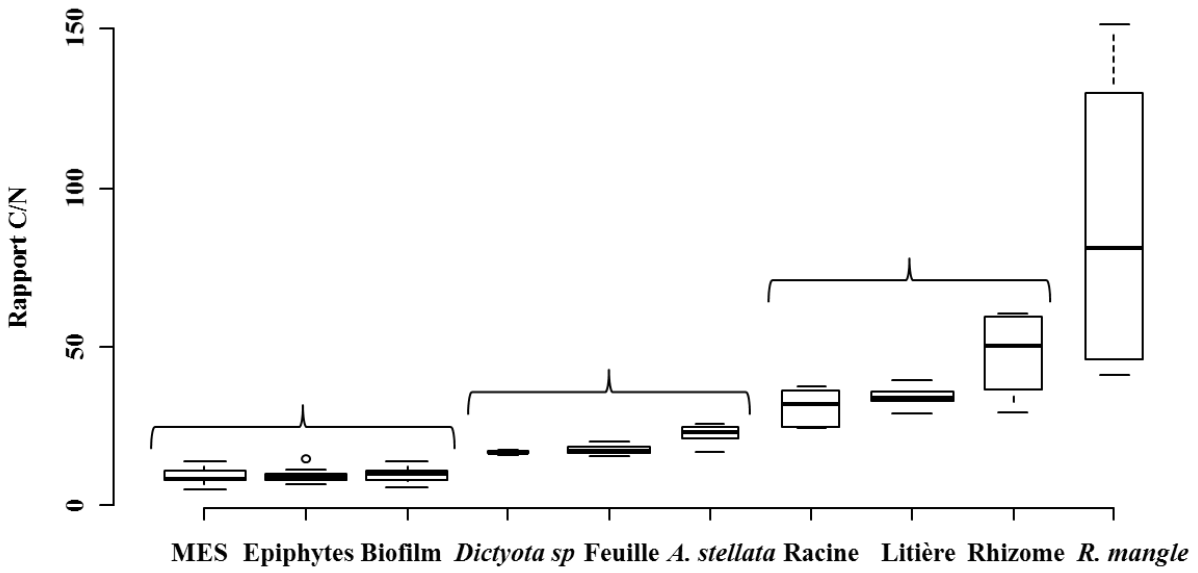


Figure III-4. Rapport carbone total sur l'azote total (C/N) des sources de matière organique par ordre de médiane croissante. *MES=matières en suspension.*

Les valeurs du rapport C/N des épiphytes, du biofilm et des MES, comprises entre 9,4±2,5 et 9,8±2,3, ne sont pas significativement différentes (KW, p=0,6), et sont les plus faibles comparées à celle des autres sources. Les valeurs du rapport C/N des feuilles de *T. testudinum* et des macro-algues *Dictyota* sp. et *Anadyomene stellata* ne montrent pas de différences significatives (*post-hoc* KW, p>0,05) et ont des valeurs comprises entre 16,8±0,9 et 22,5±3,3. Les valeurs du rapport C/N des racines, des rhizomes et de la litière, comprises entre 31,0±5,7 et 47,8±13,7, ne présentent pas de différences significatives (*post-hoc* KW,

p>0,05). Le rapport C/N des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition (88,5±44,3) est significativement différent de celui de la litière de feuilles mortes de *Thalassia* (KW, *p*=0,005) mais ne l'est pas de celui des macro-algues, des racines et des rhizomes (*post-hoc* KW, *p*>0,05).

II.3. Concentration en acides gras totaux

Les concentrations en acides gras totaux des sources ont été mesurées (Figure III-5, Annexe 3-6).

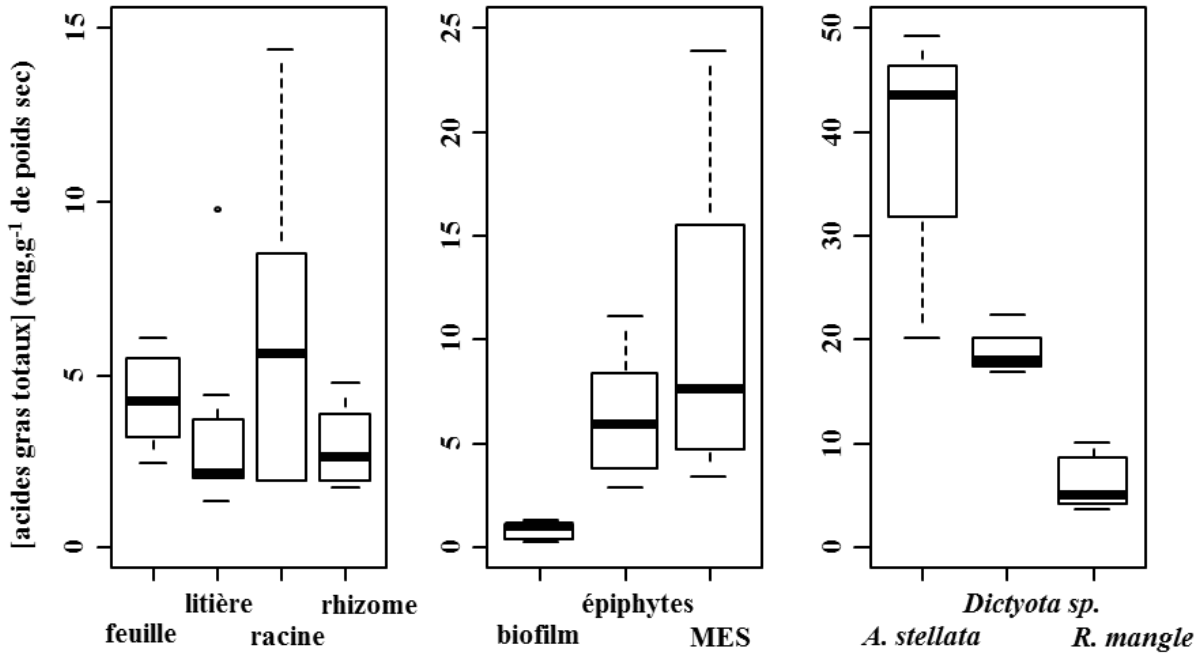


Figure III-5. Concentrations en acides gras totaux (en mg.g^{-1} de poids sec) des tissus issus de *Thalassia testudinum* (feuilles, litière, racine, rhizome), du biofilm, des épiphytes, des MES, des macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp. et des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment.

La concentration en acides gras totaux des feuilles (mg.g^{-1} poids sec) est significativement différente de celles de la litière, du biofilm, de *Anadyomene stellata* et de *Dictyota* sp. (MW, *p*≤0,004). La litière et le biofilm sont moins concentrés en acides gras totaux que les feuilles à l'inverse des macro-algues citées. Les concentrations en acides gras des feuilles et de la litière ne diffèrent pas significativement de ceux des racines et des rhizomes (KW, *p*=0,06) dont les valeurs sont comprises entre 2 et 14 mg.g^{-1} de poids sec. Le biofilm, les épiphytes et les MES présentent des concentrations en acides gras significativement différentes (KW, *p*<0,001). Les valeurs du biofilm sont comprises entre 0 et 1 mg.g^{-1} de poids sec tandis que celles des épiphytes et des MES sont comprises entre 3 et 34 mg.g^{-1} de poids sec. Les feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition, aux concentrations en acides gras

significativement différentes de celles des macro-algues (KW, p<0,001), montrent des valeurs plus faibles que ces dernières.

Les concentrations en acides gras des feuilles montrent des différences significatives selon les saisons (MW, p=0,04), en particulier dans l'herbier côtier où les valeurs sont plus importantes en saison humide (4,6±1,2 mg.g^{-1}) qu'en saison sèche (2,9±0,4 mg.g^{-1}). Les concentrations en acides gras de la litière présentent des différences significatives selon les saisons (MW, p=0,03) avec des valeurs plus fortes en saison sèche (4,4±2,8 mg.g^{-1}) qu'en saison humide (1,9±3,1 mg.g^{-1}).

Les concentrations en acides gras du biofilm, des épiphytes et des racines présentent des différences significatives entre les sites (MW, p≤0,02) ce qui n'est pas le cas de la litière (MW, p>0,05) (Figure III-6).

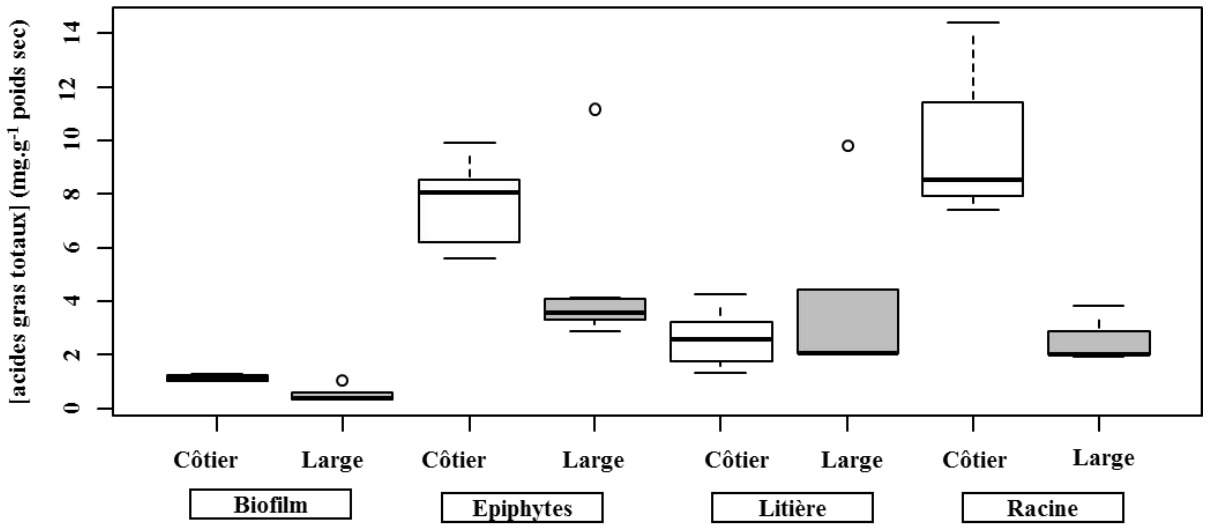


Figure III-6. Concentrations en acides gras totaux (en mg.g^{-1} de poids sec) du biofilm, des épiphytes, de la litière et des racines en fonction des sites échantillonnés.

Le biofilm, les épiphytes et les racines sont plus concentrés en acides gras dans l'herbier côtier que dans celui du large. Dans l'herbier côtier, la concentration en acides gras des épiphytes, significativement différente de celle de la litière (MW, p<0,001), est plus élevée que cette dernière. Dans l'herbier du large, il n'existe pas de différences significatives de ce paramètre entre ces deux sources (MW, p=0,2).

II.4. Composition en acides gras

Les acides gras utilisés en tant que marqueurs des sources de nourriture ont été identifiés (Tableau III-6, Annexe 5-8).

Tableau III-6 : Acides gras utilisés en tant que marqueurs des sources de matière organique.

	Acides gras		
Sources	**Saturés et ramifiés**	**Monoinsaturés**	**Polyinsaturés**
Bactéries	15:0 [1, 5, 15]	18:1ω7 [1, 3, 11, 15]	
	17:0 [3]		
	15:0 iso [1, 3, 5, 15]		
	17:0 iso [1, 3, 5, 15]		
	15:0 antéiso [1, 3, 5, 15]		
	17:0 antéiso [1, 3, 11, 15]		
Diatomées	14:0 [2, 4, 7, 8, 14]	16:1ω7 [1, 4, 8, 9, 14, 15, 16, 19]	20:5ω3 [2, 6, 8, 14, 15, 16, 20]
			16:2ω4 [4, 8]
Cyanobactéries		16:1ω7 et 18:1ω7 [17, 18]	
Dinoflagellés			18:4ω3 [3, 4, 10, 14]
			22:6ω3 [2, 3, 14]
Levures		18:1ω9 et 18:2ω6 [20]	20:4ω6 [21]
Magnoliophytes			18:3ω3 [6, 7, 12, 13, 15]
			18:2ω6 [6, 12, 13, 15]
Algues rouges et (ou) brunes			20:4ω6 [22]
Ubiquiste		18:1ω9 [2, 3]	

Référence : [1] : Volkman *et al.*, 1980 ; [2] : Sargent et Whittle, 1981 ; [3] : Sargent *et al.*, 1987 ; [4] : Volkman *et al.*, 1989; [5] : Rajendran *et al.*, 1993 ; [6] : Viso *et al.*, 1993 ; [7] : Viso et Marty, 1993 ; [8] : Dunstan *et al.*, 1994 ; [9] : Bergé, 1995 ; [10] : Napolitano *et al.*, 1997 ; [11] : Volkman *et al.*, 1998; [12] : Meziane et Tsuchiya, 2000 ; [13] : Kharlamenko *et al.*, 2001 ; [14] : Ramos *et al.*, 2003 ; [15] : Richoux et Froneman, 2008 ; [16] : Jaschinski *et al.*, 2008; [17] : Gillan *et al.*, 1984 ; [18] : Murata *et al.*, 1992 ; [19] : Canuel *et al.*, 1995 ; [20] : Chen *et al.*, 2001 ; [21] : Kim *et al.*, 1998 ; [22] : Kelly et Scheibling, 2012.

Les proportions relatives des 48 acides gras (% AG totaux) présents dans les sources échantillonnées ont été calculées (Annexe 5-8). Les sources analysées (feuilles de *T. testudinum*, racines, rhizomes, litière, biofilm, épiphytes, périphyton, matières en suspension (MES), feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment, macro-algues *Dictyota* sp. et *Anadyomene stellata*) présentent des différences significatives de composition en acide gras (ANOSIM à un facteur, R=0,9, p=0,001).

Le résultat de l'analyse n-MDS réalisée sur les échantillons des sources de matière organique est présenté sur la Figure III-7.

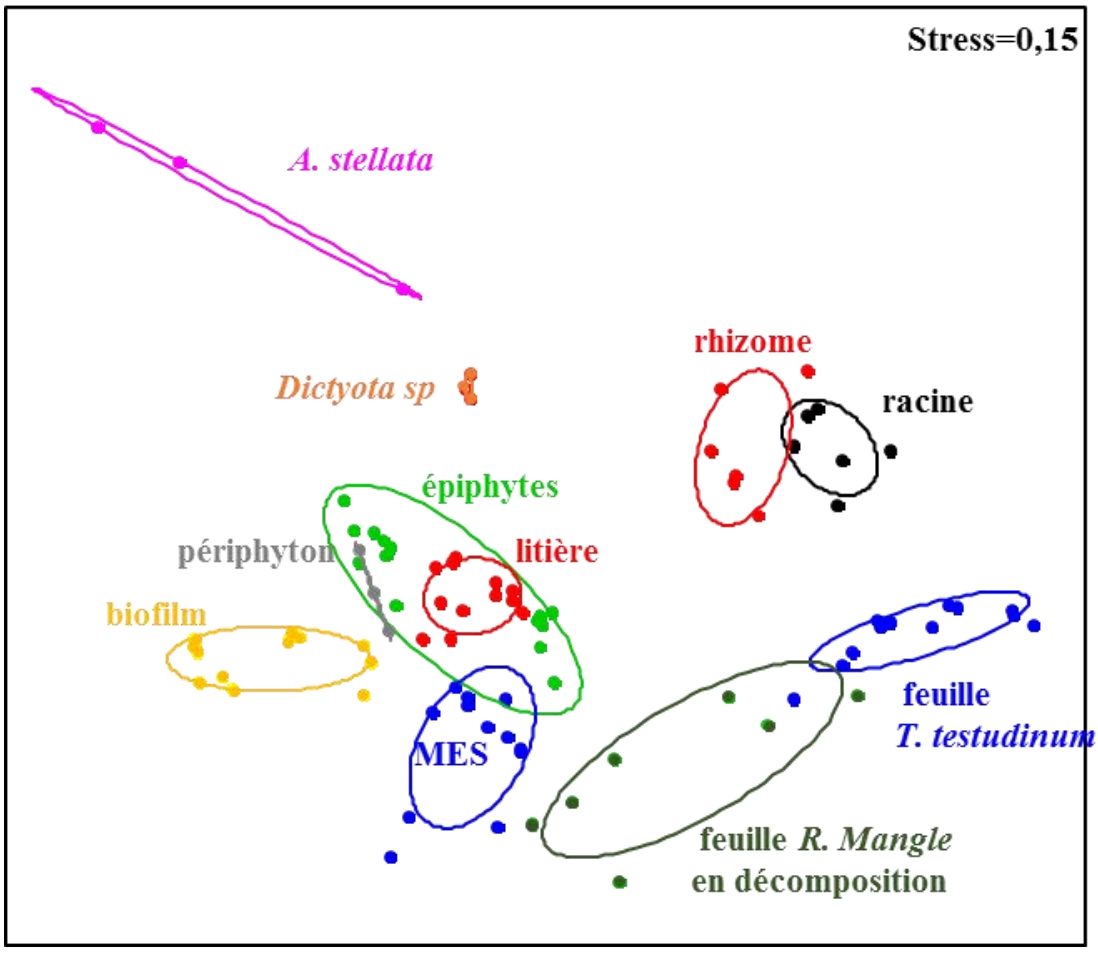


Figure III-7 : N-MDS (Non-Metric Multidimensional Scaling ou « Cadrage multidimensionnel non métrique ») des compositions en acides gras des différentes sources. Chaque ellipse est le résumé graphique du nuage de points associé avec le centre de l'ellipse comme centre de gravité.

Les compositions en acides gras des feuilles de *Thalassia testudinum* et des épiphytes sont significativement différentes (ANOSIM : R=0,95, p=0,001) et présentent une dissimilarité moyenne de 50% (SIMPER).

Les compositions des épiphytes et de la litière sont significativement différentes (ANOSIM : R=0,3, p=0,001). La dissimilarité moyenne entre ces deux sources est de 25% (SIMPER) et est principalement due à la plus forte contribution du 20:4ω6, du 20:5ω3, du 18:1ω9, et du 22:6ω3 et à la plus faible contribution du 18:1ω7 et du 16:1ω7 à la composition en acides gras des épiphytes par rapport à celle de la litière. Les proportions relatives de ces acides gras sont significativement différentes entre les épiphytes et la litière (MW, $p \leq 0,03$) exceptée celle du 20:4ω6. En effet, cet acide gras présente une contribution plus importante

dans les épiphytes que dans la litière (14,4±2,6% et 4,8±1,3% respectivement) dans l'herbier côtier alors que l'inverse est observé dans l'herbier du large (2,4±0,6 et 4,2±1,2% respectivement). De plus, il existe des différences significatives des proportions des acides gras polyinsaturés entre la litière et les épiphytes, dans l'herbier côtier (MW, p<0,001) et dans l'herbier du large (MW, p=0,008). Dans l'herbier côtier, les proportions relatives des acides gras polyinsaturés des épiphytes sont supérieures à celles de la litière (35,6±3,4% et 17,3±2,0% respectivement) alors que l'inverse est observé dans celui du large (18,2±3,8% et 23,0±1,3%).

II.4.1. Sources issues de *Thalassia testudinum*

Les acides gras dont les proportions relatives sont majoritaires et ceux contribuant le plus aux dissimilarités entre les sources issues de *Thalassia testudinum* (feuilles vivantes, racines, rhizomes, litière) (SIMPER) sont représentés sur la Figure III-8.

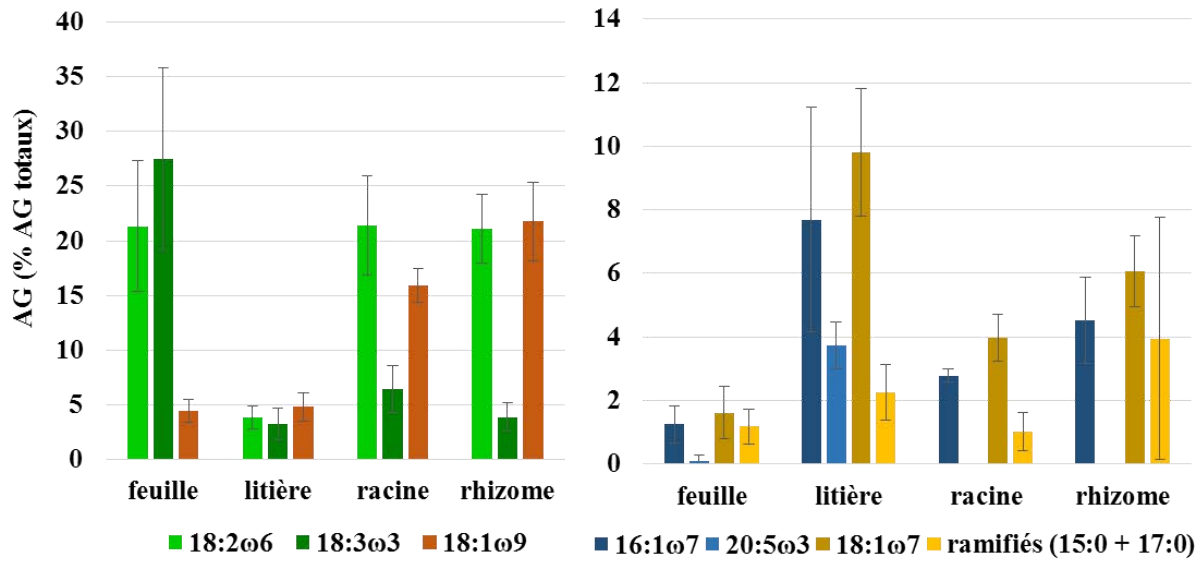


Figure III-8. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les feuilles, la litière, les racines et les rhizomes issus de *Thalassia testudinum*.

L'acide gras le plus abondant dans les échantillons des sources issues de *T. testudinum* est l'acide palmitique, ubiquiste, 16:0 (25-32%). Dans les feuilles de *Thalassia testudinum*, l'acide linoléique 18:2ω6 (21±6%) et l'acide linolénique 18:3ω3 (27±8%) sont les deux acides gras polyinsaturés les plus abondants. Les contributions relatives du 18:3ω3 et de l'acide oléique 18:1ω9 des racines et des rhizomes sont significativement différentes de celles des feuilles (MW, p<0,001). Ainsi, dans les racines et les rhizomes, les valeurs du 18:3ω3 (4-6%) sont plus faibles et celles du 18:1ω9 (16-22%) sont plus fortes que dans les feuilles. Les acides

gras 18:2ω6 et 18:3ω3, 16:1ω7 et 20:5ω3 ainsi que le 18:1ω7 et les acides gras ramifiés (15:0 + 17:0) ont des proportions relatives significativement différentes dans la litière et dans les feuilles (MW, p<0,001). Ainsi, la litière présente de plus faibles valeurs en 18:2ω6 et 18:3ω3 et de plus fortes valeurs en 16:1ω7 et 20:5ω3 ainsi qu'en 18:1ω7 et en acides gras ramifiés (15:0 + 17:0) par rapport aux feuilles.

Les contributions relatives de certains acides gras présentent des différences significatives dans la composition des feuilles de *T. testudinum* et dans celle de la litière selon les sites et les saisons (Figure III-9).

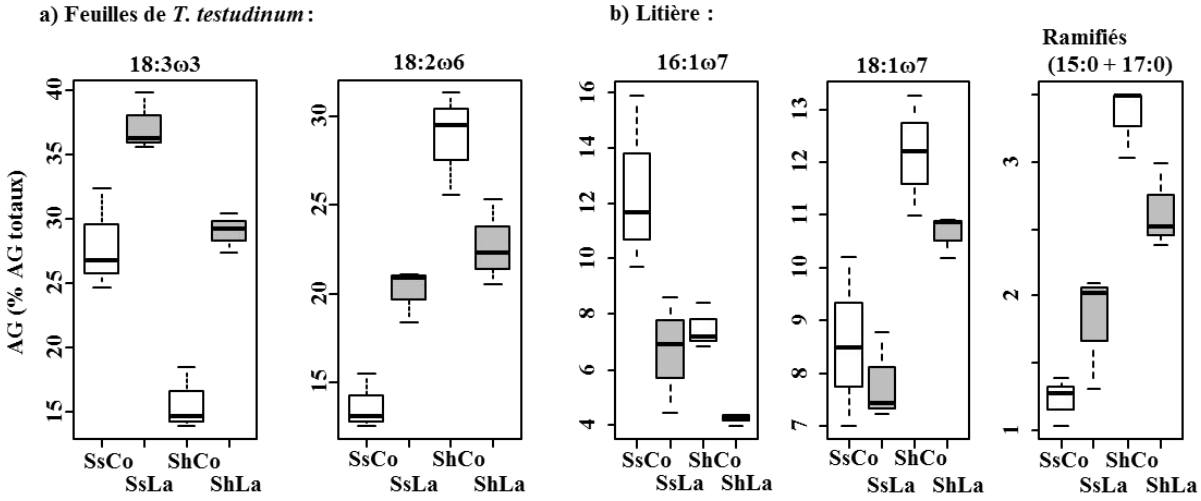


Figure III-9a, b. Contributions relatives (% AG totaux) des acides gras a) marqueurs de plantes vasculaires 18:3ω3 et 18:2ω6 dans les feuilles de *Thalassia testudinum*, b) marqueurs de Diatomées 16:1ω7 et de bactéries (18:1ω7 et acides gras ramifiés 15:0 + 17:0) dans la litière en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

La proportion en 18:3ω3 des feuilles de *T. testudinum* sont significativement différentes selon les sites (MW, p=0,02) avec des valeurs plus élevées dans l'herbier du large (29-37%) que dans celui du côtier (16-28%) (Figure III-9a). Les proportions en 18:2ω6 dans ces feuilles sont plus variables selon les saisons en côtier qu'au large (Figure III-9a). Dans la litière, les proportions du 16:1ω7 sont significativement différentes entre les sites (MW, p=0,03) et présentent des valeurs plus élevées en côtier (7-12%) qu'au large (4-7%) (Figure III-9b). Il existe des différences significatives des proportions relatives du 16:1ω7 (MW, p<0,04), du 18:1ω7 (MW, p<0,004) ainsi que des acides gras ramifiés (15:0+17:0) (MW, p<0,002) selon les saisons. Tandis que les proportions relatives du 16:1ω7 sont plus élevées en saison sèche,

celles du 18:1ω7 et des acides gras ramifiés (15:0+17:0) sont plus élevées en saison humide (Figure III-9b).

Les proportions relatives du 18:2ω6 et des acides gras ramifiés (15:0 + 17:0) ne sont pas significativement différentes entre les racines et les rhizomes des *Thalassia* (MW, p>0,05). Dans les racines et les rhizomes, les proportions de ces marqueurs sont significativement différentes entre les sites (MW, p≤0,009) avec des valeurs plus élevées de 18:2ω6 dans l'herbier côtier et des valeurs plus élevées des acides gras ramifiés (15:0+17:0) dans celui du large. Par ailleurs, les proportions du 18:1ω9 sont significativement différentes entre les racines et les rhizomes (MW, p<0,002) avec des valeurs plus élevées dans les rhizomes (21,8±3,6%) que dans les racines (15,9±1,5%). Les proportions relatives en 18:3ω3 sont significativement différentes entre les racines et les rhizomes (MW, p=0,04) avec des valeurs plus élevées dans les racines (6,4±2,1%) que dans les rhizomes (3,9±1,3%).

II.4.2. Les feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment, les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp.

Les acides gras dont les proportions relatives sont majoritaires et ceux contribuant le plus aux dissimilarités entre les feuilles de *Rhizophora mangle* et les macro-algues sont représentés sur la Figure III-10.

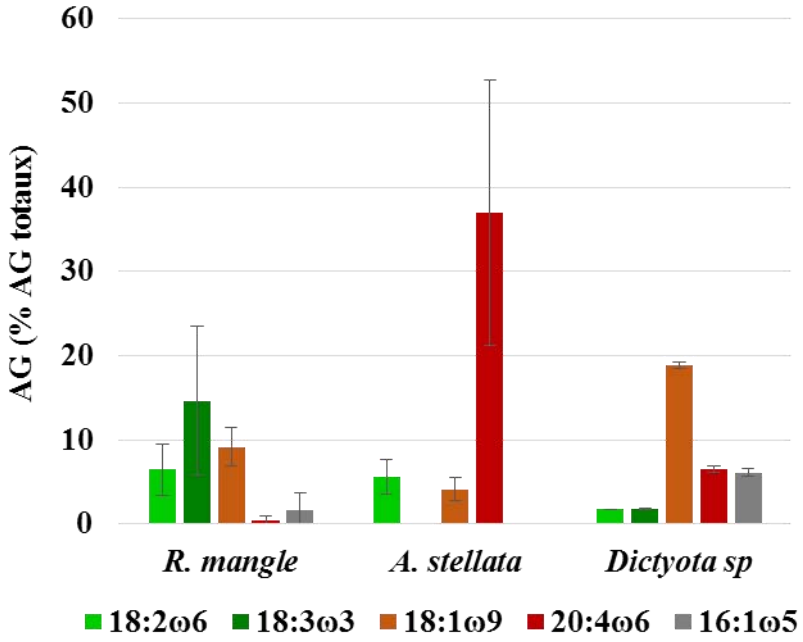


Figure III-10. Contributions relatives (% AG totaux) des acides gras caractérisant les feuilles *Rhizophora mangle*, les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp..

La composition des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment sont dominés par les acides gras saturés (55-59%), les acides gras polyinsaturés 18:2ω6 et 18:3ω3 ainsi que par le 18:1ω9. La macro-algue verte *Anadyomene stellata* est caractérisée par de fortes proportions relatives en 20:4ω6 (37%) tandis que la macro-algue brune *Dictyota* sp. est caractérisée par de fortes proportions en 18:1ω9 (19%). Il est important de noter la présence du 20:4ω6 et du 16:1ω5 dans la composition de *Dictyota* sp. et du 18:2ω6 dans celle de *Anadyomene stellata*.

II.4.3. Les épiphytes, le biofilm et les matières en suspension

Les acides gras dont les proportions relatives sont majoritaires et qui contribuent le plus aux dissimilarités entre les épiphytes, le biofilm et les matières en suspension (MES) (analyse SIMPER) sont représentés sur la Figure III-11.

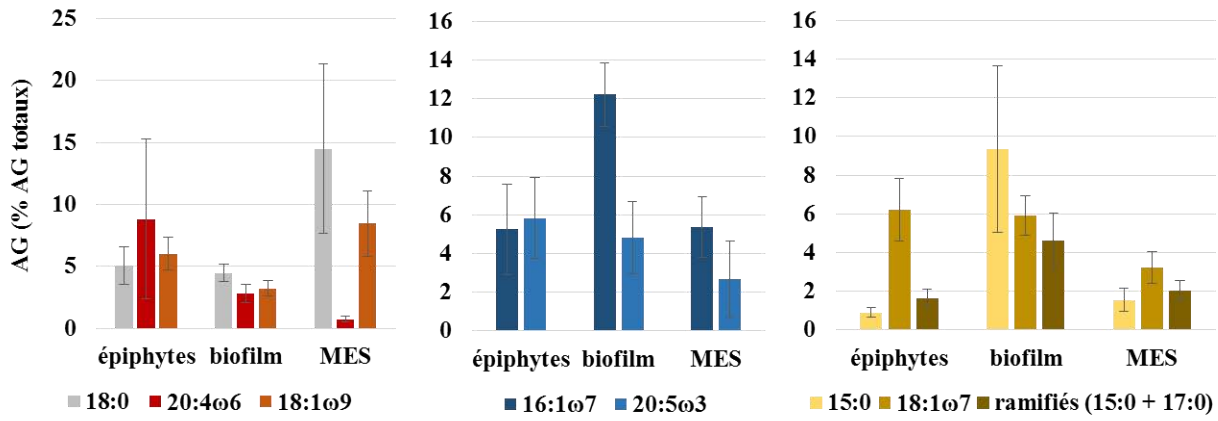


Figure III-11. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les épiphytes, le biofilm et les matières en suspension (MES).

Les épiphytes ont des proportions relatives en acides gras polyinsaturés significativement différentes de celles des MES et du biofilm (KW, p=0,003) et présentent des valeurs plus élevées (respectivement 27,5±9,6%, 16,1±8,0% et 14,8±5,3%) (Annexe 6, 7, 8). Les épiphytes sont caractérisés par de fortes proportions en 20:4ω6, en 16:1ω7 et 20:5ω3 ainsi qu'en 18:1ω7. Dans la composition du biofilm, les proportions en acides gras ramifiés (15:0 + 17:0), en 15:0 et en acides gras mono-insaturés dont le 16:1ω7, significativement différentes de celles des MES et des épiphytes (KW, p<0,001), sont plus élevées. Les MES ont des proportions en acides gras saturés significativement différentes des épiphytes et du biofilm (MW, p<0,05) avec des valeurs plus élevées (respectivement 62,4±7,3%, 51,0±12,0%, 50,5±3,3%). Les MES sont composées principalement des acides gras 18:0 et 18:1ω9.

La composition en acides gras des épiphytes présentent des différences significatives selon les sites et les saisons (ANOSIM à deux facteurs, R=0,999, p=0,001). La dissimilarité entre les sites est de 33% et est principalement due aux plus fortes contributions du 20:4ω6, du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 22:6ω3 et aux plus faibles contributions du 16:0, du 18:2ω6, du 18:3ω3 et du 18:1ω9 à la composition en acides gras des épiphytes côtiers par rapport à la composition de ceux du large.

Les proportions relatives de ces acides gras sont significativement différentes entre les sites (MW, $p \leq 0{,}009$) (Figure III-12).

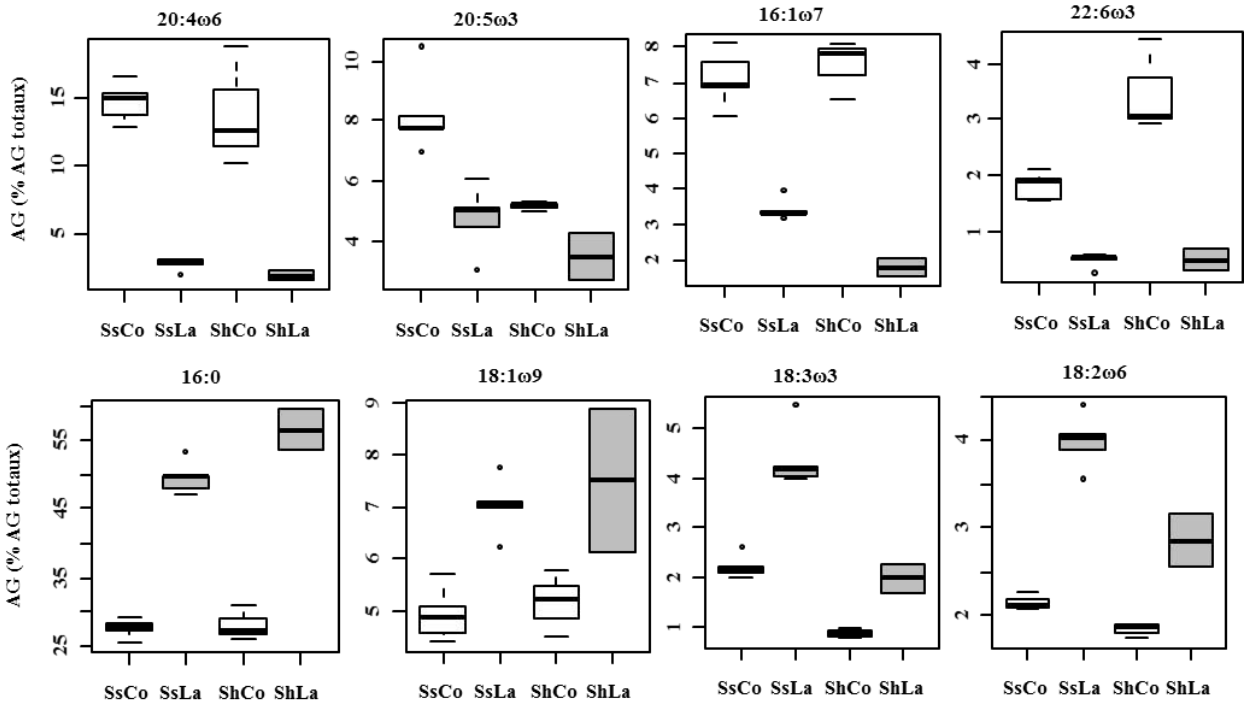


Figure III-12. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les épiphytes en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Dans la composition des épiphytes, les proportions relatives des acides gras 18:1ω7 et 18:3ω3 présentent des différences significatives entre les saisons (MW, p<0,001) avec des valeurs plus élevées de ces acides gras en saison sèche par rapport à la saison humide. De plus, en herbier côtier, l'observation des valeurs des proportions en 20:5ω3 révèle que celles-ci sont plus importantes en saison sèche qu'en saison humide (respectivement 8,2±1,3% et 5,2±0,2%) alors que l'inverse est observé pour les proportions en 22:6ω3 (saison sèche : 1,8±0,2% et saison humide 3,5±0,8%). Dans l'herbier du large, les proportions relatives du 16:1ω7 et du 18:1ω7 sont plus faibles en saison humide qu'en saison sèche.

Collecté uniquement en saison humide dans l'herbier côtier, le périphyton n'a pas une composition significativement différente de celle des épiphytes (ANOSIM à un facteur, R=0,556, p=0,2). Les proportions relatives en 20:5ω3 et en 16:1ω7 sont plus élevées dans le périphyton (7,2±2,2% et 9,9±1,3% respectivement) que dans les épiphytes (5,1±0,2% et 7,5±0,8% respectivement) tandis que l'inverse est observé concernant le 20:4ω6 (épiphytes : 13,8±4,4%; périphyton : 10,5±3,4%). Par ailleurs, il n'existe pas de différences significatives de la composition en acides gras ni entre le périphyton et le biofilm (ANOSIM : R=1, p=0,1), ni entre le périphyton et les MES (ANOSIM : R=1, p=0,09).

Les compositions en acides gras du biofilm et des MES sont significativement différentes dans l'herbier côtier (ANOSIM : R=1, p=0,003) et dans l'herbier du large (R=0,98, p=0,003). Dans l'herbier côtier, la dissimilarité moyenne de 43% est principalement due à la plus forte contribution du 16:1ω7, du 17:1ω9 et du 18:1ω7 et à la plus faible contribution du 18:1ω9, du 22:6ω3 et du 18:4ω3 à la composition du biofilm par rapport à celle des MES. Les proportions relatives de ces acides gras sont significativement différentes entre ces deux sources (MW, $p\leq$0,04). Dans l'herbier du large, la dissimilarité moyenne de 34% est principalement due à la plus forte contribution du 16:1ω7, du 20:5ω3, du 15:0, du 20:4ω6, du 18:1ω7 et du 22:6ω3 et à la plus faible contribution du 18:1ω9 à la composition du biofilm par rapport à celle des MES. Les proportions relatives de ces acides gras sont significativement différentes entre ces deux sources (MW, $p\leq$0,03) excepté celle du 22:6ω3.

La composition en acides gras du biofilm présentent des différences significatives entre les sites (ANOSIM à un facteur, R=1, p=0,003). La dissimilarité entre les sites est de 22% et est principalement due aux plus fortes contributions des acides gras 15:0, 17:1ω9, 15:0anteiso, 15:0iso, 16:0iso, 18:1ω7 et aux plus faibles contributions des acides gras saturés 16:0, 18:0, des acides gras 14:0, 16:1ω7 et 20:5ω3, des acides gras polyinsaturés 22:6ω3 et 18:4ω3, ainsi que de 20:4ω6 et de 18:1ω9 au biofilm côtier par rapport à celui du large. Les proportions relatives de certains de ces acides gras sont représentées sur la Figure III-13.

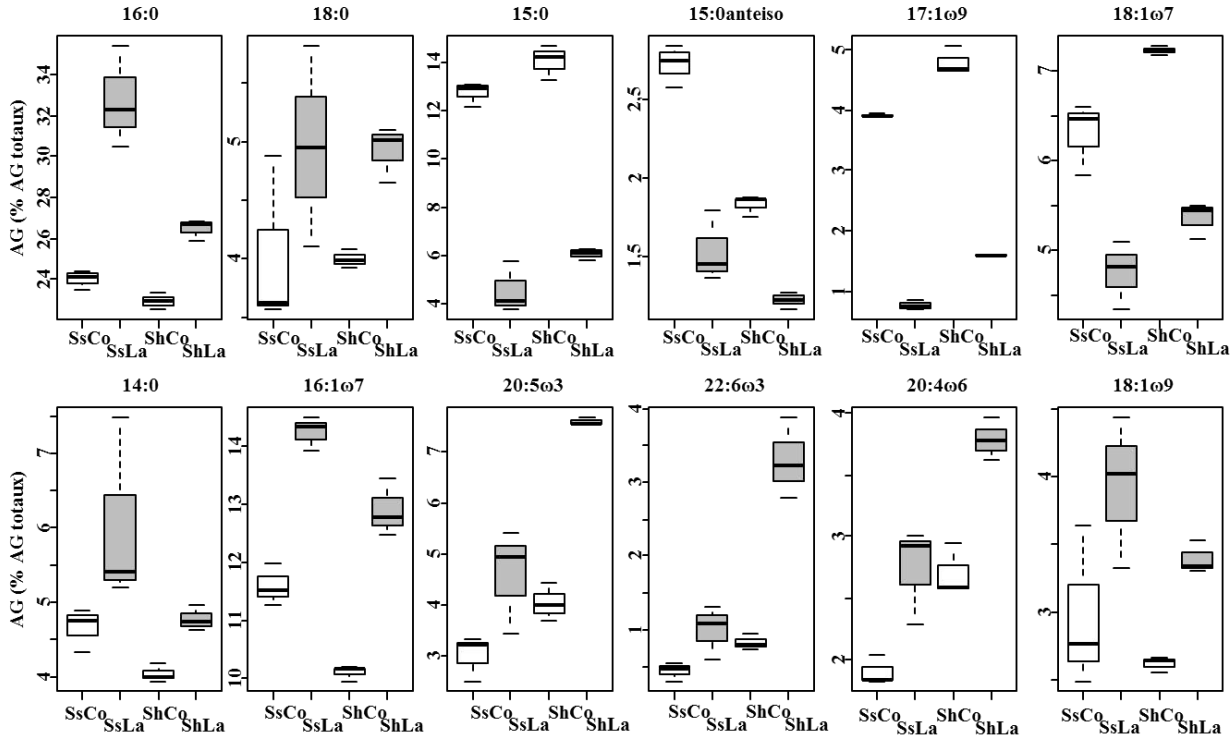


Figure III-13. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant le biofilm en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Les proportions de chacun de ces acides gras sont significativement différentes entre les sites (MW, p≤0,03). Dans l'herbier du large, les acides gras 20:5ω3, 22:6ω3 et 20:4ω6 présentent des proportions relatives plus importantes en saison humide qu'en saison sèche.

Les proportions relatives des acides gras dans la composition des matières en suspension (MES) présentent des différences significatives entre les sites (ANOSIM à un facteur, R=0,492 ; p=0,013). La dissimilarité entre les sites est de 25% et est principalement due aux plus fortes contributions du 16:0, 20:5ω3, 16:1ω7, 14:0, 22:6ω3 et 18:4ω3, et aux plus faibles contributions des acides gras saturés et en particulier du 18:0 à la composition en acides gras des MES côtier par rapport à celles du large. Les contributions relatives des acides gras présentant des différences entres les sites et les saisons sont représentées sur la Figure III-14.

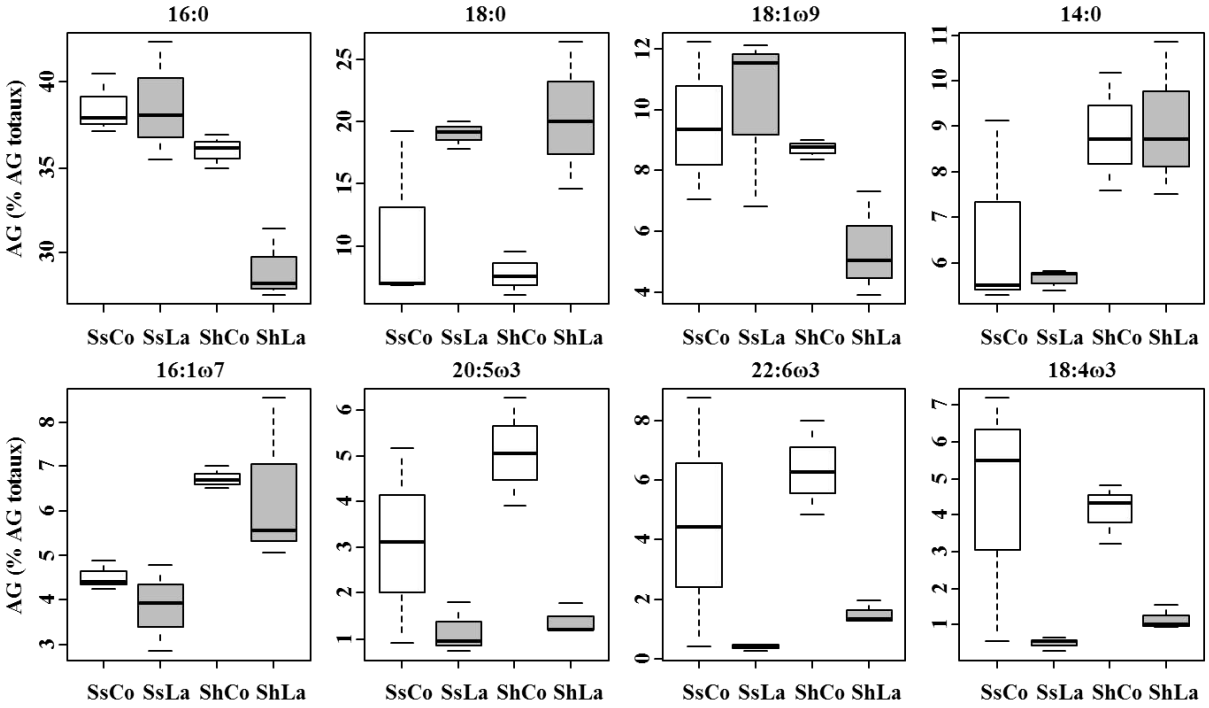


Figure III-14. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les matières en suspension (MES) en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Les proportions relatives du 20:5ω3, du 22:6ω3, 18:4ω3 et du 18:0 sont significativement différentes entre les deux sites (MW, p<0,04). Les proportions des acides gras 14:0 et 16:1ω7 sont significativement différentes entre les saisons (MW, p≤0,03) avec des valeurs plus élevées en saison sèche. Il est à noter qu'au large, les proportions de 18:1ω9 sont plus élevées en saison sèche (5,4±1,7%) qu'en saison humide (10,2±2,9%).

III. UTILISATION DES SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE PAR LES INVERTEBRES DE L'EPIFAUNE VAGILE

L'objectif de ce chapitre est d'étudier le régime alimentaire des Invertébrés de l'épifaune vagile à travers leur utilisation des sources de matière organique selon les sites et les saisons.

Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ et la composition en acides gras des Invertébrés permettent de connaître les sources de matière organique qu'ils consomment et leur niveau trophique. La concentration en acides gras totaux de ces consommateurs indique si leur alimentation est plutôt fraîche ou d'origine détritique. Les modèles de mélange permettent de quantifier les contributions relatives des diverses sources à l'alimentation. Les métriques de Layman calculées sur les communautés de l'épifaune vagile permettent de comparer la structure trophique selon les sites et les saisons.

Les Invertébrés dont le régime alimentaire a été étudié dans cette partie représentent en moyenne 91,5% (84-98%) de l'épifaune vagile. Le régime alimentaire des consommateurs primaires a été répertorié d'après la littérature (Tableau III-7).

Tableau III-7 : Régimes alimentaires des taxons étudiés basés sur la littérature et leurs abondances relatives (%) selon les sites et les saisons.

			Ss		Sh	
			Co	La	Co	La
Taxon	**Abb.**	**Groupe trophique**	**Abondance relative (%)**			
Gastéropodes						
Cerithium atratum	Cat	mésobrouteur omnivore [1, 2, 3, 4]	1,3	76,1	0,7	83,4
Modulus modulus	Mod	microbrouteur détritivore [5, 6, 4, 7]	0,6	0,2	0,3	0,6
Hyalina sp..	Hya	carnivore [4, 8, 9]	4,1	0	14,4	0
Smirigdia viridis	Svi	herbivore [6, 10, 11]	0,3	0,7	0,4	1
Anomoures						
Paguridae	Pag	mésobrouteur détritivore [12, 13, 14, 15]	1,6	15,1	1,9	4,2

Références : [1] : Houbrick, 1974 ; [2] : Marcus et Marcus, 1964 ; [3] : Denadai et al., 2004 ; [4] : Mikkelsen et al., 1995 ; [5] : Frankovich et Zieman, 2005 ; [6] : Holzer et al., 2011 ; [7] : Houbrick, 1980 ; [8] : Fretter, 1976 ; [9] : Ponder et Taylor, 1992 ; [10] : Unabia, 2011 ; [11] : Rueda et al., 2009 ; [12] : Tunberg et al., 1994 ; [13] : Hays, 2005 ; [14] :Baggett et al., 2013.

Tableau III-7 (Suite) : Régimes alimentaires des taxons étudiés basés sur la littérature et leurs abondances relatives (%) selon les sites et les saisons.

			Ss		Sh	
			Co	La	Co	La
Taxon	**Abb.**	**Groupe trophique**	**Abondance relative (%)**			
Crevettes						
Hippolytidae	Hyp	microbrouteur [14, 16]	32,8	4,1	42,7	1,2
Palaemonidae	Pal	omnivore [16, 17]	12	1,4	4,1	2,9
Processidae	Pro	omnivore [18]	0	0,4	1,7	0,4
Solenoceridae	Sol	omnivore [18, 19]	0	0	0,8	0,3
Alpheidae	Alp	omnivore [18, 20, 21]	0,2	0	1	1,1
Péracarides						
Gammaridae	Gam	mésobrouteur, détritivore [22, 24]	3,4	0	14,8	0
Leptocheliidae	Lep	déposivore, suspensivore [23, 24]	32,7	0	0,9	0,2
Total (%)			89	98,1	83,7	95,3

Références : [15] : Hazlett, 1981 ; [16] : Zupo et Nelson, 1999 ; [17] : Morgan, 1980 ; [18] : Bauer, 1985 ; [19] : Schwamborn et Criales, 2000 ; [20] : Palomar et al., 2004 ; [21] : Hazlett and Winn, 1962 ; [22] : Zimmerman et al., 1979 ; [23] : Luczkovich et al., 2002 ; [24] : Kneib, 1992 ; [25] : Howard, 1982. Ss : saison sèche, Sh : saison humide, Co : herbier côtier, La : herbier du large.

III.1. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$

Les signatures isotopiques ($\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$) des Invertébrés ont été mesurées dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, en saison sèche et en saison humide (Figure III-15, Annexe 7-8). Le fractionnement isotopique considéré pour le carbone est de 0,4±0,4‰, celui pour l'azote est de 2,2±0,7‰ concernant les consommateurs de sources végétales (microbrouteur, mésobrouteur, déposivore, herbivore) et de 3,0±0,4‰ dans le cas des consommateurs de sources animales en partie (omnivore, carnivore) (Mccutchan *et al*., 2003).

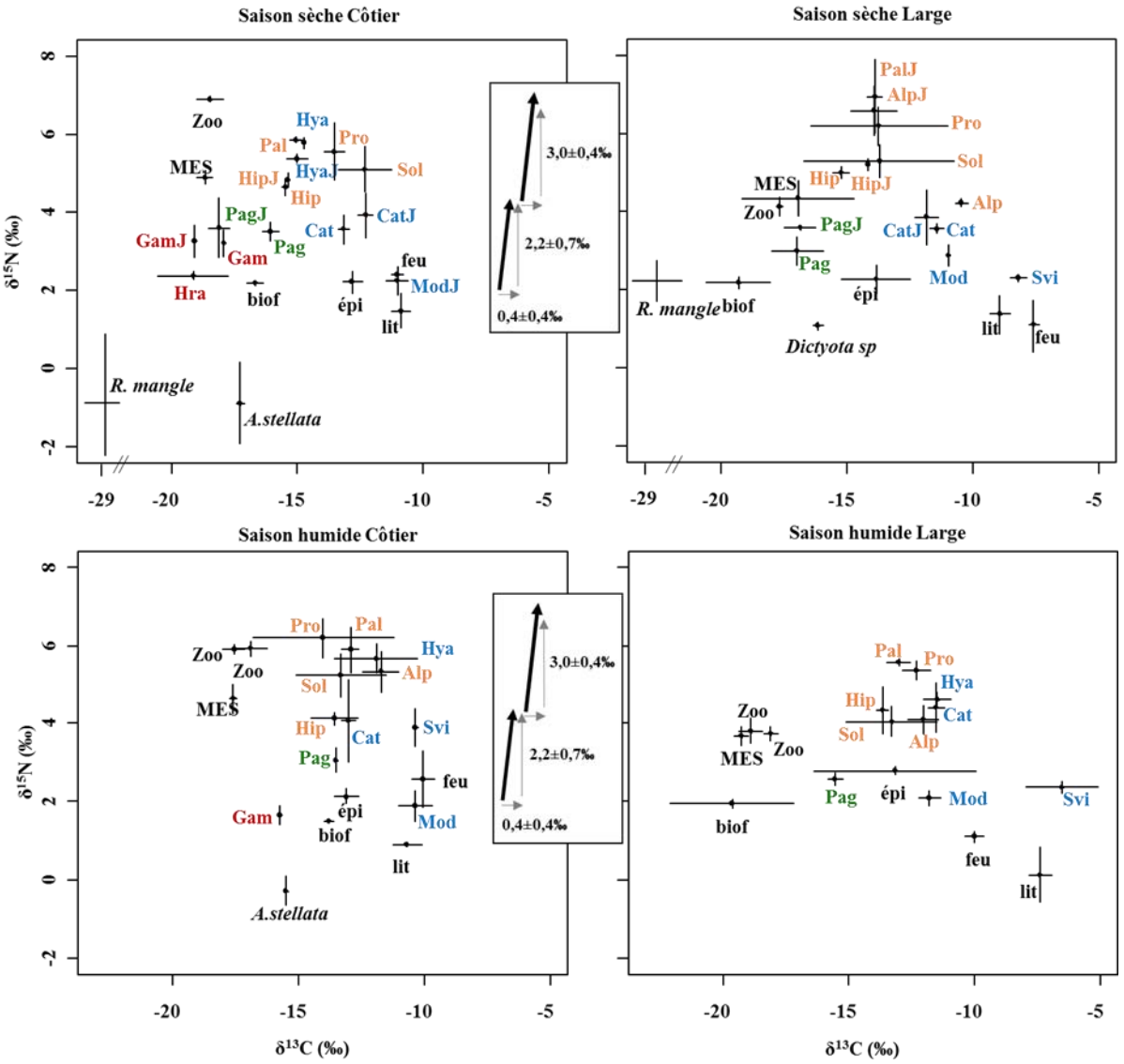


Figure III-15. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources et des consommateurs échantillonnés dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, en saison sèche et en saison humide. *En noir : les sources, en rouge : les Péracarides, en bleu : les Gastéropodes, en orange : les Crevettes, en vert : les Paguridae. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3 et celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7. La lettre J désigne les échantillons collectés durant le jour tandis que les autres ont été collectés la nuit. Les flèches représentent les fractionnements isotopiques considérés.*

Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ des Invertébrés de l'épifaune vagile sont comprises entre -19,1±1,4‰ (*Hargeria rapax*, Ss Co) et -6,5±1,4‰ (*Smirigdia viridis*, Sh La). En saison sèche dans l'herbier côtier, les valeurs en $\delta^{13}C$ des Péracarides (Gammaridae, Leptocheliidae) (-18,7±0,9‰) et des Paguridae (-17,1±1,2‰) sont les plus appauvries tandis que celle de *Modulus modulus* est la plus enrichie (-11,0±0,4‰). Les Crevettes et les Gastéropodes *Hyalina* sp. et *Cerithium atratum* présentent des valeurs intermédiaires en $\delta^{13}C$ (-14,1±1,3‰ en moyenne). En saison humide dans l'herbier côtier, les tissus des Gammaridae présentent la

valeur la plus appauvrie en $\delta^{13}C$ (-15,7±0,1‰) tandis que les Gastéropodes *Smirigdia viridis* et *Modulus modulus* montrent les valeurs les plus enrichies en $\delta^{13}C$ (-10,3±0,4‰ en moyenne). Les Paguridae, les Crevettes et les Gastéropodes *Cerithium atratum* et *Hyalina* sp. présentent des valeurs intermédiaires $\delta^{13}C$ (-13,0±1,4‰ en moyenne). Dans l'herbier du large, les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des Paguridae sont les plus appauvries (-16,4±0,9‰ en moyenne). Les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ de *Smirigdia viridis* y sont par ailleurs les plus enrichies, avec une valeur de -7,4±1,3‰ en moyenne. Les Crevettes et les autres espèces de Gastéropodes (*Cerithium atratum, Hyalina* sp., *Modulus modulus*) présentent des valeurs intermédiaires dont la moyenne est de -12,8±1,6‰.

Les signatures isotopiques $\delta^{15}N$ des Invertébrés de l'épifaune vagile sont comprises entre 1,9±0,4‰ (*Modulus modulus*, Sh Co Nuit) et 7,0±0,9‰ (Palaemonidae, Sh La Jour). En saison sèche dans l'herbier côtier, les Péracarides, les Anomoures (Paguridae), les Gastéropodes *Modulus modulus* et *Cerithium atratum* ont une valeur moyenne en $\delta^{15}N$ (3,5±0,5‰) plus faible que celle des Crevettes et du Gastéropode *Hyalina* sp. (5,3±0,5‰ en moyenne). En saison sèche dans l'herbier du large, les Paguridae et les Gastéropodes ont des valeurs en $\delta^{15}N$ plus appauvries (moyenne en $\delta^{15}N$: 3,3±0,6‰) que celles des Crevettes (moyenne en $\delta^{15}N$: 5,6±1,0‰). Il est à noter que la famille des Alpheidae (Crevettes) collecté la nuit montre une valeur intermédiaire en $\delta^{15}N$ (4,2±0,1‰). En saison humide dans l'herbier côtier, les Gammaridae et le Gastéropode *Modulus modulus* présentent une valeur moyenne en $\delta^{15}N$ faible (1,7±0,2‰) par rapport à celle du groupe formé par les Paguridae, les Hippolytidae, les Gastéropodes *Cerithium atratum* et *Smirigdia viridis,* dont la valeur est de 3,8±0,7‰ en moyenne. Les autres familles de Crevettes (Solenoceridae, Alpheidae, Palaemonidae, Processidae) et le Gastéropode *Hyalina* sp. montrent une valeur plus enrichie en $\delta^{15}N$ (5,7±0,6‰). En saison humide dans l'herbier du large, les Paguridae et les Gastéropodes *Modulus modulus* et *Smirigdia viridis* ont des valeurs moyennes en $\delta^{15}N$ plus faibles (2,3±0,3‰) que celles du groupe formé par les Décapodes et les Gastéropodes *Cerithium atratum* et *Hyalina* sp. (4,3±0,7‰).

Les différences des signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et en $\delta^{15}N$ de chaque consommateur entre les herbiers (herbier côtier et herbier du large) et entre les saisons (saison sèche et saison humide) ont été testées (Tableau III-8).

Tableau III-8 : Effets des sites et des saisons sur les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des Invertébrés de l'épifaune vagile (tests unilatéraux U de Mann-Whitney).

	$\delta^{13}C$			$\delta^{15}N$		
	Co vs La	**Ss vs Sh**	**J vs N**	**Co vs La**	**Ss vs Sh**	**J vs N**
Gastéropodes	Co<La**	-	-	-	-	-
Cerithium atratum	Co<La***	_	_	_	_	_
Modulus modulus	Co>La* (Sh)	_	_	_	Sh<Ss*	_
***Hyalina* sp.**		Sh>Ss***	_	Co>La** (Sh)	_	_
Smirigdia viridis	Co<La* (Sh)	_	_	Co>La* (Sh)	_	_
Paguridae	Co>La (Sh) (Obs)	Sh>Ss***	J<N** (Ss Co)	_	Sh<Ss** (La)	_
Gammaridae	_	Sh>Ss*	J<N* (Ss)	_	Sh<Ss*	_
Alpheidae	_	_	J<N** (Ss La)	_	_	J>N** (Ss La)
Hippolytidae	_	Sh>Ss***	J>N (Ss La) (Obs)	Co<La* (Ss)	Sh<Ss***	J>N* (Ss)
Palaemonidae	_	Sh>Ss** (Co N)	_	_	Sh<Ss* (La)	_
Globale	Co<La**	_	_	_	_	_

*Co : côtier ; La : large ; Ss : saison sèche ; Sh : saison humide. Entre parenthèse, le site et /ou saison pour lesquels la tendance est observable à partir des données brutes (moyenne ± écart-type). p = p-value ; *** : p<0,001 ; ** : p<0,01 ; * : p<0,05.*

Les Gastéropodes *Cerithium atratum, Smirigdia viridis* (Sh) ainsi que les Paguridae (Sh) sont significativement plus enrichis en $\delta^{13}C$ dans l'herbier du large que dans celui du côtier alors que l'inverse est observé pour *Modulus modulus* (Sh). Le Gastéropode *Hyalina* sp., les Paguridae, les Hippolytidae, les Palaemonidae (Co N) et les Gammaridae sont significativement plus enrichis en $\delta^{13}C$ en saison humide qu'en saison sèche. Les Paguridae (Ss Co), les Alpheidae (Ss La) et les Gammaridae (Ss) sont significativement plus enrichis en $\delta^{13}C$ la nuit que le jour alors que l'inverse est observé pour les Hippolytidae (Ss La). Les Gastéropodes *Hyalina* sp. (Sh) et *Smirigdia viridis* (Sh) sont significativement plus enrichis en $\delta^{15}N$ dans l'herbier côtier que celui du large alors que l'inverse est observé pour les Hippolytidae (Ss). Le Gastéropode *Modulus modulus*, les Paguridae (La), les Hippolytidae, les Palaemonidae (La) et les Gammaridae sont significativement plus enrichis en $\delta^{15}N$ en saison sèche qu'en saison humide. Les Alpheidae (Ss La) et les Hippolytidae (Ss) sont significativement plus enrichis en $\delta^{15}N$ le jour que la nuit.

La structure trophique des communautés des Invertébrés de l'épifaune vagile a été étudiée en calculant les indices de Layman (Layman *et al.*, 2007) pour chaque site et chaque saison en utilisant une approche Bayésienne (Jackson *et al.*, 2011) (Tableau III-9).

Tableau III-9 : Métriques isotopiques de Layman (moyenne (1er quartile-3ème quartile)) calculées sur les communautés d'Invertébrés de l'épifaune vagile en utilisant une approche bayésienne dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide.

Métriques isotopiques	Ss Co	Ss La	Sh Co	Sh La
Etendue $\delta^{13}C$ (CR) (‰)	8,7 (8,1-9,2)	9,3 (8,6-9,7)	6,0 (5,4-6,4)	9,1 (8,4-9,7)
Etendue $\delta^{15}N$ (NR) (‰)	4,6 (4,0-4,9)	5,3 (4,7-5,8)	5,1 (4,6-5,5)	4,0 (3,5-4,4)
Ellipse standard de l'espace isotopique (SEA) (‰²)	9,4 (8,4-10,2)	11,8 (10,4-13,1)	9,0 (7,9-10,1)	8,6 (7,5-9,6)
Distance moyenne au centroïde (CD) (‰)	2,5 (2,4-2,6)	2,7 (2,6-2,9)	2,1 (1,9-2,2)	2,1 (2,0-2,2)
Distance moyenne au plus proche voisin (MNDD) (‰)	1,0 (0,8-1,0)	1,1 (1,0-1,2)	1,2 (1,1-1,3)	1,4 (1,3-1,5)
Ecart-type (SDNDD) (‰)	0,6 (0,5-0,7)	0,7 (0,6-0,8)	0,8 (0,7-0,95)	1,4 (1,2-1,6)

Co : côtier ; La : large ; Ss : saison sèche ; Sh : saison humide.

Les valeurs de l'étendue des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ (CR), comprises entre 8,7 et 9,3, présentent des différences significatives en saison humide selon les sites (97% des cas) avec des valeurs plus faibles dans l'herbier côtier que dans celui du large et dans l'herbier côtier selon les saisons (97% des cas) avec des valeurs plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Les valeurs de l'étendue des signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ (NR), comprises entre 4,0‰ et 5,3‰, ne montrent pas de différences significatives selon les sites et les saisons. Les valeurs de l'ellipse standard de l'espace isotopique (SEA), comprises entre 8,6 et 11,7, ne présentent pas de différences significatives selon les sites et les saisons. Les valeurs de la distance moyenne au centroïde (CD), comprises entre 2,1 et 2,5, sont significativement différentes selon les saisons que ce soit dans l'herbier du large (98%) ou dans l'herbier côtier (95%), avec des valeurs plus faibles en saison humide qu'en saison sèche. Les valeurs de la distance moyenne au plus proche voisin (MNND), comprises entre 0,95 et 1,4, ne présentent pas de différences significatives selon sites ou les saisons. Dans l'herbier du large, les écart-types de la distance moyenne au plus proche voisin (SDNND), compris entre 0,6 et 1,4, diffèrent significativement selon les saisons (96% des cas) avec des valeurs plus élevée en saison humide qu'en saison sèche.

III.2. Composition en acides gras

III.2.1. Comparaison des Gastéropodes et des Crustacés

Les concentrations en acides gras totaux (mg.g^{-1} poids sec) et les proportions relatives en acides gras (% AG totaux) des Invertébrés ont été mesurées (Annexe 9-16). La concentration en acides gras totaux des Crustacés (39,7±46,4 mg.g^{-1} PS), significativement différente de celle des Gastéropodes (MW, p<0,001) (12,7±11,1 mg.g^{-1} PS), est plus élevée. De plus, le rapport des acides gras polyinsaturés sur les saturés (AGPI/AGS), indicateur de la fraîcheur de la matière organique consommée, diffère significativement entre les deux taxons (MW, p<0,001). Il est ainsi plus élevé pour les Gastéropodes (AGPI/AGS=1,7±0,7) que pour les Crustacés (AGPI/AGS=0,9±0,2).

Un total de 70 acides gras a été identifié dans la composition des Invertébrés des herbiers à *T. testudinum* dans le GCSM (Annexe 9-15). L'analyse n-MDS réalisée sur la composition en acides gras des Invertébrés montre une distinction nette entre les échantillons des Crustacés et ceux des Gastéropodes (Figure III-16a). Ainsi, les compositions en acides gras de ces deux taxons sont significativement différentes (ANOSIM, R=0,9 ; p=0,001) et montrent une dissimilarité moyenne de 42% (SIMPER). Cette dissimilarité est principalement due aux différences des proportions relatives des acides gras suivants 16:0, 20:4ω6, 20:5ω3, 16:1ω7, 22:6ω3, 18:1ω7 et 18:1ω9. La somme des proportions relatives de ces acides gras représentent 73,5% des acides gras totaux pour les Crustacés et 47,6% pour les Gastéropodes. Les acides gras saturés représentent 41% et 32% des acides gras totaux de la composition des Crustacés et des Gastéropodes respectivement. Il existe des différences significatives des proportions relatives de acides gras 20:4ω6, 20:5ω3, 16:1ω7, 22:6ω3, 18:1ω7 et 18:1ω9 entre les Crustacés et les Gastéropodes (MW, p<0,05) (Figure III-16b).

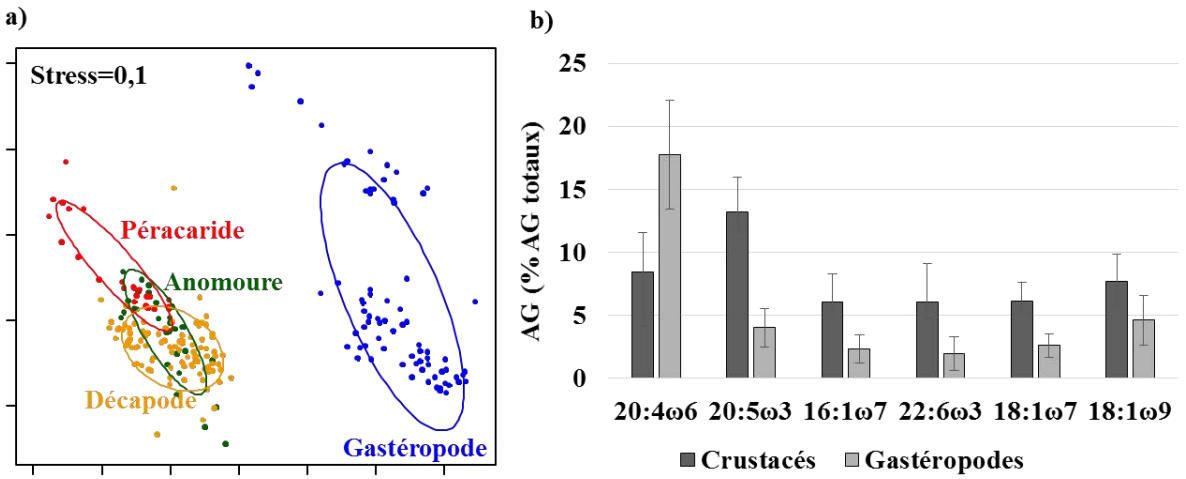


Figure III-16ab : a) N-MDS des proportions relatives en acides gras en pourcentage (% AG totaux) des échantillons de Gastéropodes (en bleu), de Péracarides (en rouge), d'Anomoures (Paguridae) (en vert), de Crevettes (en jaune). Les ellipses d'inertie pour chaque taxon ont été représentées. ; b) Proportions relatives des acides gras marqueurs contribuant à la dissimilarité entre les Crustacés et les Gastéropodes.

La contribution du 20:4ω6 est 2,1 fois plus importante dans la composition des Gastéropodes que dans celle des Crustacés. Les proportions relatives du 20:5ω3, du 16:1ω7 et du 22:6ω3 sont 3 fois plus importantes et celles du 18:1ω7 et du 18:1ω9 sont 2 fois plus importantes dans la composition en acides gras des Crustacés que dans celle des Gastéropodes.

III.2.2. Les Gastéropodes

Il existe des différences significatives des concentrations en acides gras totaux selon les espèces de Gastéropodes (KW, p=0,001). Ainsi, *Modulus modulus* est plus concentré en acides gras totaux (16,0±6,6 mg.g^{-1} PS) que *Cerithium atratum* et *Hyalina* sp. dont la moyenne est de 9,1±5,1 mg.g^{-1} PS (MW *post-hoc*, p<0,005). De plus, les concentrations en acides gras totaux de *Modulus modulus* et *Smirigdia viridis* ne sont pas significativement différentes (16,7±14,3 mg.g^{-1} PS en moyenne) (KW, p>0,05). Il existe des différences significatives du rapport AGPI/AGS selon les espèces de Gastéropodes (KW, p<0,001). Les rapports AGPI/AGS de *Smirigdia viridis* et *Hyalina* sp., entre 1,1±0,5 et 1,3±0,4, sont significativement différents de celui de *Modulus modulus* (1,6±0,4) et de celui de *Cerithium atratum* (2,4±0,4) (KW *post-hoc*, p<0,05).

Il existe des différences significatives de la composition en acides gras selon les espèces de Gastéropodes (ANOSIM, R=0,9 ; p=0,001). Les acides gras qui contribuent le plus aux dissimilarités entre ces espèces sont les suivants les acides gras suivants : 16:0, 18:0, 20:4ω6,

18:1ω9, 18:2ω6, 18:3ω3, 16:1ω7, 20:5ω3, 22:6ω3, 18:1ω7, 22:5ω3, 20:1ω11, 22:2ω9, 22:4ω6 (SIMPER). Ces acides gras représentent entre 74 et 85% des acides gras totaux présents dans la composition des Gastéropodes. Les proportions relatives de ces acides gras présentent des différences significatives selon les espèces de Gastéropodes (KW, p<0,05) (Figure III-17).

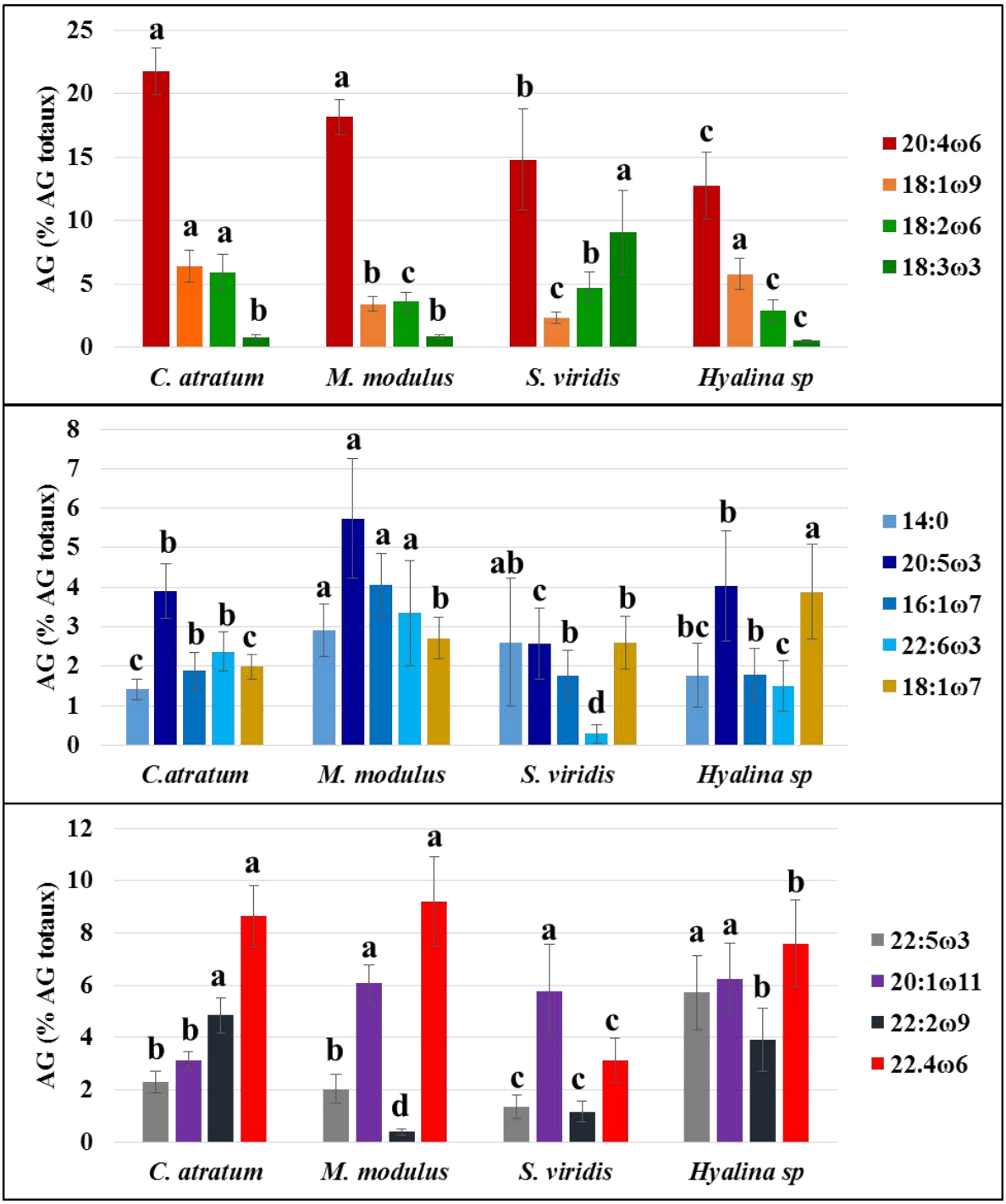


Figure III-17. Proportions relatives des acides gras en pourcentage (% AG totaux) caractérisant les espèces de Gastéropodes. Les lettres indiquent les résultats des tests de rangs LSD « Least significant differences », avec correction de Bonferroni réalisés entre les espèces pour un même acide gras. La valeur la plus élevée pour un même acide gras est désignée par la lettre a.

La contribution du 20:4ω6 est plus importante dans les compositions en acide gras de *Cerithium atratum* et *Modulus modulus* (22% et 18% respectivement) que dans celles de *Smirigdia viridis* et *Hyalina* sp. (15% et 13%). La composition de *Cerithium atratum* montre des proportions relatives plus élevées en 18:2ω6 (6%) et en 18:1ω9 (6%) par rapport à celle des autres Gastéropodes excepté celle de *Hyalina* sp. qui présente aussi 6% de 18:1ω9. La composition en acides gras de *Smirigdia viridis* est caractérisée par une proportion relative élevée en 18:3ω3 (9%) par rapport à celle des autres espèces de Gastéropodes (1%), associée à une des plus importantes proportions relatives en 18:2ω6 (5%). La composition en acides gras de *Hyalina* sp. montre parmi les plus faibles proportions relatives en 20:4ω6 (13%), 18:2ω6 (3%) et 18:3ω3 (1%).

Les proportions relatives des acides gras 14:0, 16:1ω7, 20:5ω3 et 22:6ω3 sont les plus importantes dans la composition en acides gras de *Modulus modulus* (3%, 4%, 6% et 3%, respectivement) et les moins importantes dans celle de *Cerithium atratum* (1%, 2%, 4% et 2%, respectivement) et *Hyalina* sp. (2%, 2%, 4% et 2%, respectivement). De plus, *Smirigdia viridis* a une composition en acide gras présentant les plus faibles proportions relatives en 20:5ω3 (3%) et en 22:6ω3 (0,3%). La proportion relative du 18:1ω7 est plus importante dans la composition de *Hyalina* sp. (4%) par rapport à celle des autres Gastéropodes située entre 2 et 3%.

La composition en acides gras de *Hyalina* sp. présente la plus forte proportion relative en 22:5ω3 (6%) par rapport à celles des autres Gastéropodes située autour de 2%. La proportion relative du 20:1ω11 est de 6% dans la composition des Gastéropodes excepté dans celle de *Cerithium atratum* où cette proportion est de 3%. La proportion relative du 22:2ω9 est plus importante dans la composition de *Cerithium atratum* et *Hyalina* sp. (4-5%) que dans celle de *Smirigdia viridis* et *Modulus modulus* (0-1%). La proportion relative du 22:4ω6 est de 8 à 9% dans la composition des Gastéropodes exceptée dans celle de *Smirigdia viridis* où cette proportion est de 3%.

III.2.3. Les Crustacés

Il existe des différences significatives des concentrations en acides gras totaux selon les familles de Crustacés (KW, p<0,001). Ainsi, celles des Leptocheliidae et des Hippolytidae (103,5±55,4 mg.g^{-1} PS et 82,9±68,3 mg.g^{-1} PS respectivement), sont significativement différentes de celles des Gammaridae, des Paguridae, des Palaemonidae et des Processidae (KW post hoc, p<0,05) dont les valeurs sont situées entre 22,4±13,1 mg.g^{-1} PS et 32,3±17,7 mg.g^{-1} PS. De plus, les acides gras totaux des Solenoceridae et des Alpheidae sont les plus faibles avec des valeurs situées autour de 16 mg.g^{-1} PS. La valeur du rapport AGPI/AGS des Leptocheliidae,

significativement différente de celle des autres familles de Crustacés (KW post hoc, p<0,05), est plus faible (0,4±0,2) comparée à celles-ci, dont les valeurs sont situées entre 0,9±0,1 et 1,1±0,2.

Il existe des différences significatives de la composition en acides gras selon les groupes taxonomiques (Crevettes, Anomoures, Péracarides (ANOSIM, R=0,3, p=0,001) et selon les familles de Crustacés (ANOSIM, R=0,3, p=0,001). Les acides gras qui contribuent le plus aux dissimilarités entre les familles de Crustacés sont les suivants : 16:0, 18:0, 20:4ω6, 18:1ω9, 18:2ω6, 18:3ω3, 16:1ω7, 20:5ω3, 22:6ω3, 18:1ω7 (SIMPER). Ces acides gras représentent en moyenne 88% des acides gras totaux présents dans la composition des Crustacés. Les proportions relatives de ces acides gras présentent des différences significatives selon les espèces de Crustacés (KW, p<0,05) (Figure III-18).

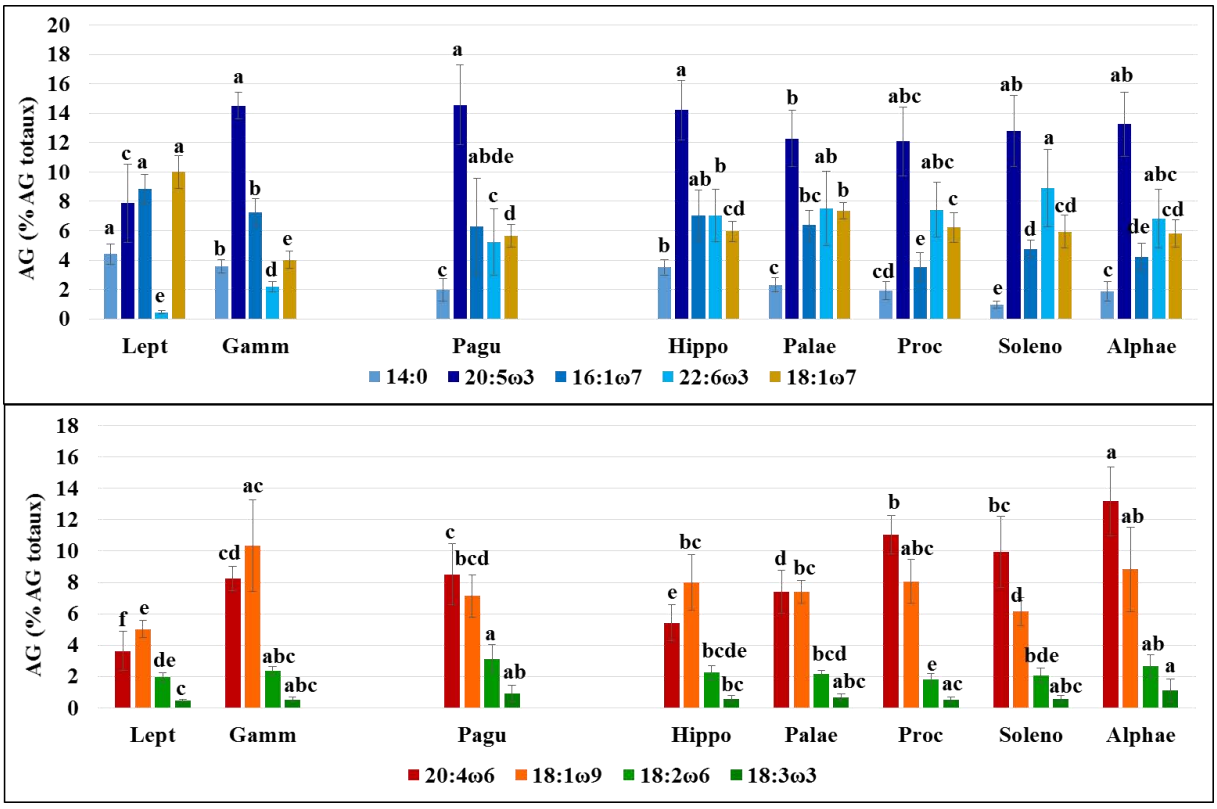


Figure III-18. Proportions relatives des acides gras en pourcentage (% AG totaux) caractérisant les familles de Crustacés. Les lettres indiquent les résultats des tests de rangs LSD « Least significant differences », avec correction de Bonferroni réalisés entre les espèces pour un même acide gras. La valeur la plus élevée pour un même acide gras est désignée par la lettre a.

La dissimilarité moyenne entre les Leptocheliidae et les Gammaridae est de 25% (SIMPER). Les proportions relatives du 16:1ω7 et du 18:1ω7 sont plus importantes dans la composition des Leptochellidae (9% et 10% respectivement) que dans celle des Gammaridae

(7% et 4%). Les proportions relatives en 20:5ω3, en 22:6ω3, en 18:1ω9 et en 20:4ω6 sont plus fortes dans la composition des Gammaridae (15%, 2%, 10%, 8%, respectivement) que dans celle des Leptocheliidae (8%, 1%, 5%, 4%, respectivement). La dissimilarité en acides gras entre les Paguridae et les Gammaridae est de 17% (SIMPER). La composition des Paguridae présente de plus fortes proportions relatives en 22:6ω3 (5%) et en 18:1ω7 (6%) que celle des Gammaridae (2% et 4% respectivement).

La dissimilarité entre les Paguridae et les Crevettes est de 17%. Globalement, les proportions relatives des acides gras des Paguridae ne présentent pas de différences nettes comparées à celles des Crevettes. La composition des Hippolytidae diffère des autres Crevettes par les proportions relatives plus importantes en 14:0 (4% vs 1-2%), en 20:5ω3 (14% vs 12-13%) et en 16:1ω7 (7% vs 4-6%) et les plus faibles contributions en 20:4ω6 (5% vs 7-13%). La composition des Processidae, des Solenoceridae et des Alpheidae ont une plus forte contribution en 20:4ω6 que les Hippolytidae et les Palaemonidae (10-13% vs 5-7%). De plus, les proportions relatives du 20:4ω6, du 18:2ω6 et du 18:3ω3 sont plus fortes dans la composition des Alpheidae (13%, 3%, 1% respectivement) que dans celle des Processidae et des Solenoceridae (10-11%, 2%, 0,5-0,6% respectivement).

III.2.4. Différences dans la composition en acides gras des consommateurs selon les sites et les saisons

Il existe des différences significatives de la concentration en acides gras totaux de *Cerithium atratum*, de *Smirigdia viridis*, de *Hyalina* sp. (dans l'herbier côtier) selon les saisons (KW, p<0,001) avec des valeurs 2 à 5 fois plus élevées en saison sèche (11,8±5,0 mg.g^{-1} PS, 31,6±21,6 mg.g^{-1} PS, 13,7±6,3 mg.g^{-1} PS respectivement) qu'en saison humide (5,0±1,0 mg.g^{-1} PS, 6,0±2,0 mg.g^{-1} PS, 7,1±1,4 mg.g^{-1} PS respectivement). Il existe des différences significatives de la concentration en acides gras totaux des Gammaridae (dans l'herbier côtier la nuit), des Paguridae, des Processidae (dans l'herbier du large) et des Alpheidae (dans l'herbier du large) selon les saisons (MW, $p\leq$0,03) avec des valeurs 2 à 3 fois plus élevées en saison sèche (29,5±5,6mg.g^{-1} PS ; 27,9 ±12,5 mg.g^{-1} PS ; 48,3±13,1 mg.g^{-1} PS ; 26,1±5,6 mg.g^{-1} PS respectivement) qu'en saison humide (14,7±7,3mg.g^{-1} PS ; 11,3±4,7 mg.g^{-1} PS ; 13,9±3,9 mg.g^{-1} PS ; 7,5±3,5 mg.g^{-1} PS respectivement). A l'inverse, les Solenoceridae (dans l'herbier du large) sont plus concentrées en acides gras totaux en saison humide qu'en saison sèche (14,3±1,7 mg.g^{-1} PS et 5,8±1,3 mg.g^{-1} PS respectivement), valeurs significativement différentes, MW : p=0,03). En saison humide, *Hyalina* sp. est plus concentré en acides gras dans l'herbier côtier que dans celui du large (7,1±1,4 mg.g^{-1} PS et 4,2±1,3 mg.g^{-1} PS respectivement). Il existe

des différences significatives des concentrations en acides gras totaux selon les périodes du jour et de la nuit des Gammaridae (en saison sèche dans l'herbier côtier) et des Hippolytidae (en saison sèche dans l'herbier du large) (MW, p=0,01) avec des valeurs plus élevées le jour (52,1±7,9 mg.g^{-1} PS et 117,2±44,4 mg.g^{-1} PS respectivement) que la nuit (29,5±5,6 mg.g^{-1} PS et 44,4±11,7 mg.g^{-1} PS respectivement). Il existe des différences significatives du rapport AGPI/AGS de *Modulus modulus* (dans l'herbier côtier) et de *Smirigdia viridis* selon les saisons (KW, p≤0,4). Le rapport AGPI/AGS de *Modulus modulus* est ainsi plus élevé saison humide qu'en saison sèche (1,7±0,2 et 1,3±0,2 respectivement) alors que l'inverse est observé pour *Smirigdia viridis* (0,9±0,5 et 1,4±0,3 respectivement). Quelle que soit la famille de Crustacés considérées, il n'existe pas de différences significatives du rapport AGPI/AGS selon les sites ou les saisons.

Les différences de la composition en acides gras des consommateurs en fonction des sites et des saisons ont été testées (Tableau III-10).

Tableau III-10 : Effets des sites et des saisons sur la composition en acides gras des consommateurs de l'épifaune vagile (ANOSIM, analyses de similarité réalisée sur la matrice de Bray-Curtis).

	Co vs La				**Ss vs Sh**			
	Ss		**Sh**		**Co**		**La**	
ANOSIM	**R**	***p***	**R**	***p***	**R**	***p***	**R**	***p***
Cerithium atratum	**0,5**	*******	**0,8**	******	**0,4**	******	**0,5**	******
Modulus modulus	NA	NA	**0,5**	******	*ns*	*ns*	NA	NA
Smirigdia viridis	**0,6**	*****	**0,6**	*****	*ns*	*ns*	**0,3**	******
***Hyalina* sp.**	NA	NA	**0,05**	*****	**0,6**	******	NA	NA
Gammaridae	NA	NA	NA	NA	**1**	******	NA	NA
Paguridae	**0,3**	******	**0,5**	******	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*
Hippolytidae	**0,7**	*******	**0,4**	******	**0,5**	******	**0,4**	*****
Palaemonidae	**1**	*****	**0,05**	*****	**0,5**	******	**1**	*****
Processidae	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*	*ns*
Solenoceridae	*ns*	*ns*	**1**	*****	**0,3**	*****	*ns*	*ns*
Alpheidae	NA	NA	**0,4**	******	NA	NA	*ns*	*ns*

** : p<0,05 ; ** : p<0,01, *** : p<0,001, ns : non significatif*

Il existe des différences significatives de la composition en acides gras des consommateurs analysés selon les sites que ce soit en saison sèche ou en saison humide excepté pour les Solenoceridae en saison sèche et les Processidae. Il existe des différences significatives

de la composition en acides gras selon les saisons quel que soient les sites pour *Cerithium atratum*, les Hippolytidae et les Palaemonidae, uniquement dans l'herbier côtier pour *Hyalina* sp., les Gammaridae et les Solenoceridae et uniquement dans l'herbier du large pour *Smirigdia viridis*. Il n'y a pas de différences de la composition en acides gras des consommateurs selon les périodes du jour et de la nuit (ANOSIM, p>0,05).

Il existe des différences significatives des proportions relatives des marqueurs d'algues tels que le 20:4ω6 et le 18:1ω9, et des marqueurs de plantes vasculaires tels que le 18:2ω6 et le 18:3ω3 selon les sites et les saisons dans la composition en acides gras des Gastéropodes, des Paguridae et des Crevettes (Figure 19, 20, Tableau III-11).

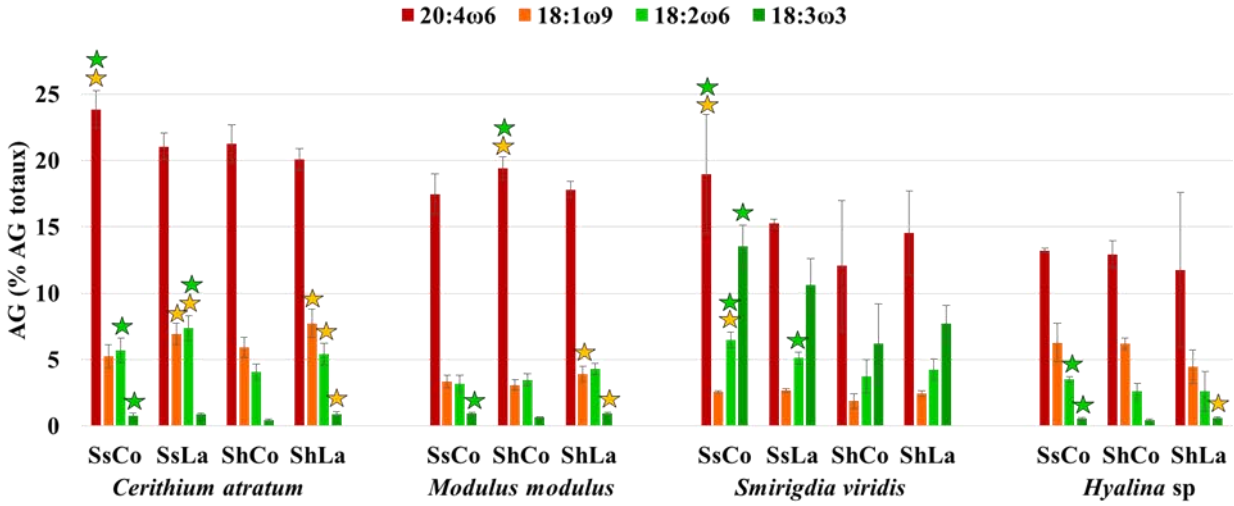


Figure III-19 : Proportions relatives des acides gras 20:4ω6, du 18:1ω9, du 18:2ω6 et du 18:3ω3 en pourcentage (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

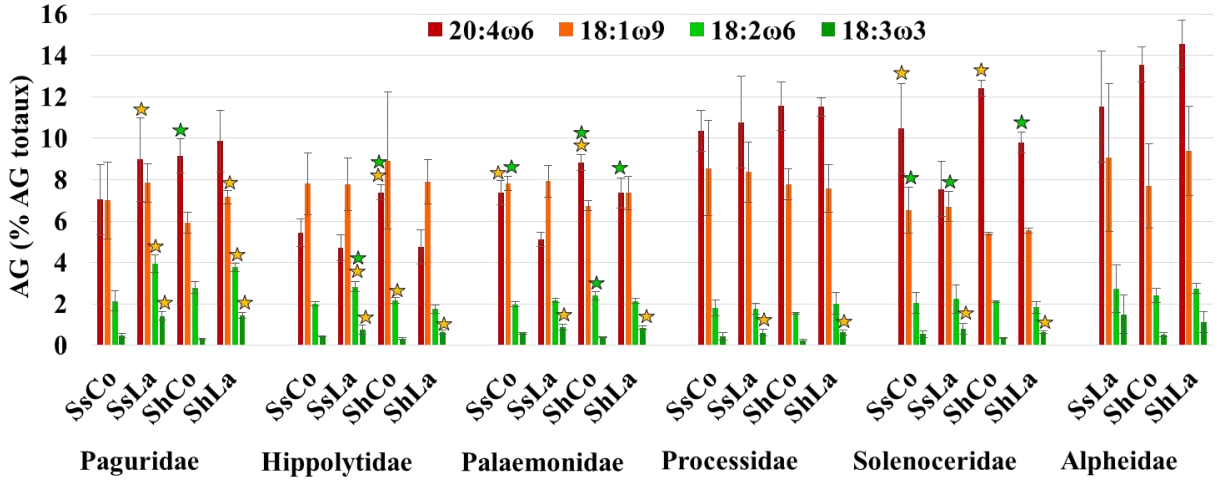


Figure III-20 : Proportions relatives des acides gras 20:4ω6, du 18:1ω9, du 18:2ω6 et du 18:3ω3 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Tableau III-11 : Effet des sites et des saisons sur les marqueurs d'algues (20:4ω6 et 18:1ω9) et de plantes vasculaires (18:2ω6 et 18:3ω3) (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.

	Co vs La				**Ss vs Sh**			
	20:4ω6	**18:1ω9**	**18:2ω6**	**18:3ω3**	**20:4ω6**	**18:1ω9**	**18:2ω6**	**18:3ω3**
Cerithium atratum	**Co>La** (Ss)	**La>Co*** (Sh)	**La>Co***	**La>Co** (Sh)	**Ss>Sh*** (Co)	ns	**Ss>Sh***	**Ss>Sh** (Co)
Modulus modulus	**Co>La** (Sh)	**La>Co*** (Sh)	ns	La>Co** (Sh)	**Sh>Ss** (Co)	ns	ns	**Ss>Sh** (Co)
Smirigdia viridis	**Co>La*** (Ss)	ns	**Co>La* (Ss)**	ns	**Ss>Sh*** (Co)	ns	**Ss>Sh***	**Ss>Sh*** (Co)
***Hyalina* sp.**	ns	ns	ns	La>Co*(Sh)	ns	ns	**Ss>Sh*** (Co)	**Ss>Sh*** (Co)
Paguridae	**La>Co*** (Ss)	**La>Co** (Sh)**	**La>Co***	**La>Co***	**Ss>Ss*** (Co)	ns	ns	ns
Hippolytidae	**Co>La** (Sh)	ns	**La>Co*** (Ss), Co>La **(Sh)**	**La>Co***	**Sh>Ss** (Co)	ns	**Ss>Sh** (La)**	ns
Palaemonidae	**Co>La***	ns	ns	**La>Co***	**Sh>Ss***	**Ss>Sh*** (Co)	**Sh>Ss*** (Co)	ns
Processidae	ns	ns	ns	**La>Co***	ns	ns	ns	ns
Solenoceridae	**Co>La**	ns	ns	**La>Co***	**Sh>Ss*** (La)	**Ss>Sh***	ns	ns
Alpheidae	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

** : p<0,05 ; ** : p<0,01, *** : p<0,001, ns : non significatif*

Dans la composition de *Cerithium atratum* (Ss), de *Modulus modulus* (Sh), de *Smirigdia viridis* (Ss), des Hippolytidae (Ss), des Palaemonidae et des Solenoceridae, la proportion relative du 20:4ω6 est plus élevée dans l'herbier côtier que dans celui du large alors que l'inverse est observé pour les Paguridae (Ss). Dans la composition de *Cerithium atratum*, de *Modulus modulus* (Sh) et des Paguridae (Sh), la proportion relative du 18:1ω9 est plus élevée dans l'herbier du large que dans celui du côtier. Dans la composition de *Cerithium atratum*, des Paguridae et des Hippolytidae (Ss), la proportion relative du 18:2ω6 est plus élevée dans l'herbier du large que dans celui du côtier alors que l'inverse est observé pour *Smirigdia viridis* (Ss) et les Hippolytidae (Sh). Dans la composition de *Cerithium atratum* (Ss), de *Modulus modulus* (Sh), de *Hyalina* sp. (Sh), des Paguridae, des Hippolytidae et des Palaemonidae, la proportion relative du 18:3ω3 est plus élevée dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier.

Dans la composition de *Cerithium atratum* (Co) et de *Smirigdia viridis* (Co), la contribution du 20:4ω6 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide alors que l'inverse est observé pour *Modulus modulus* (Co). Dans la composition des Paguridae (Co), des Hippolytidae (Co), des Palaemonidae et des Solenoceridae (La), la proportion relative du 20:4ω6 est plus élevée en saison humide qu'en saison sèche. Dans la composition des Palaemonidae (Co), des Solenoceridae et des Gammaridae (MW, $p<0,01$), la proportion relative du 18:1ω9 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide. Dans la composition de *Cerithium atratum*, *Smirigdia viridis* et *Hyalina* sp. (Co), des Hippolytidae (La), la proportion relative du 18:2ω6 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide alors que l'inverse est observé pour les Palaemonidae (Co) et les Gammaridae (Co) (MW, $p<0,01$). Dans la composition de *Cerithium atratum* (Co), *Modulus modulus* (Co), *Smirigdia viridis* (Co), *Hyalina* sp. (Co) et des Gammaridae (Co) (MW, $p<0,01$) la proportion relative du 18:3ω3 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide.

Il existe des différences significatives des proportions relatives des marqueurs de micro-algues Diatomées tels que le 14:0, le 16:1ω7, le 20:5ω3 et le 16:2ω4 selon les sites et les saisons dans la composition en acides gras des Gastéropodes, des Paguridae et des Crevettes (Figure III-21, 22, Tableau III-12).

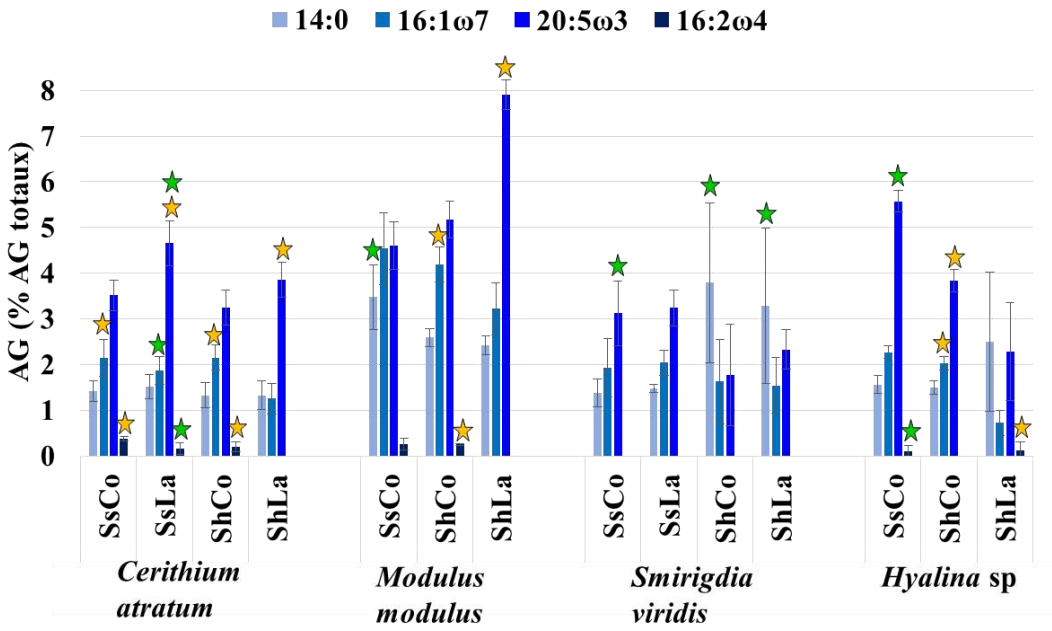


Figure III-21 : Proportions relatives des acides gras 14:0, du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 16:2ω4 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

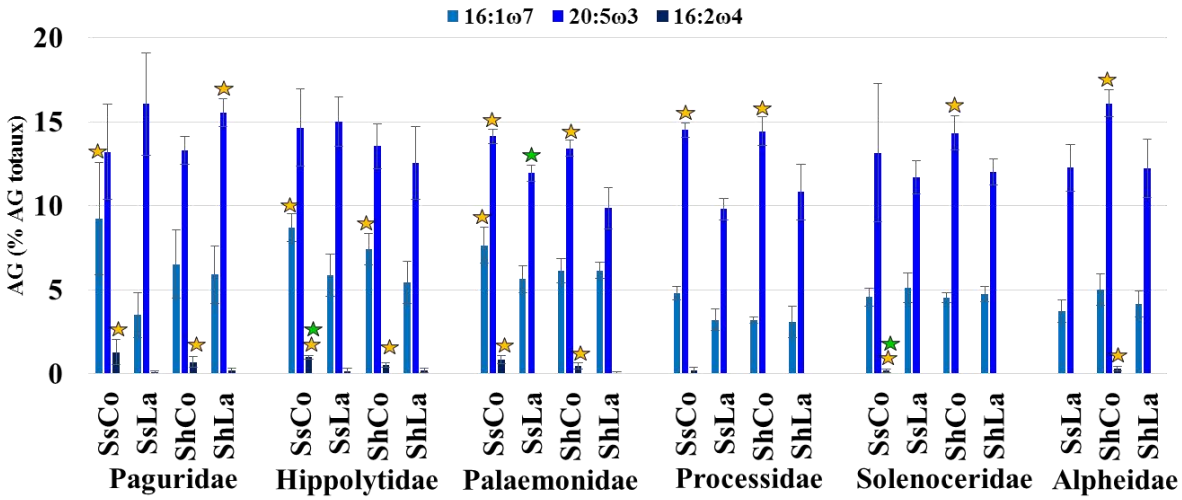


Figure III-22 : Proportions relatives des acides gras du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 16:2ω4 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Tableau III-12 : Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de micro-algues Diatomées (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.

	Co vs La			Ss vs Sh		
	16:1ω7	**20:5ω3**	**16:2ω4**	**16:1ω7**	**20:5ω3**	**16:2ω4**
Cerithium atratum	**Co>La****	**La>Co*****	**La>Co*****	**Ss>Sh* (La)**	**Ss>Sh* (La)**	**Ss>Sh* (La)**
Modulus modulus	**Co>La* (Sh)**	**La>Co** (Sh)**	**Co>La** (Sh)**	ns	ns	ns
Smirigdia viridis	ns	ns	ns	ns	**Ss>Sh****	ns
***Hyalina* sp.**	**Co>La* (Sh)**	**Co>La* (Sh)**	**La>Co* (Sh)**	ns	**Ss>Sh* (Co)**	**Ss>Sh* (Co)**
Paguridae	**Co>La*** (Ss)**	**La>Co* (Sh)**	**Co>La*****	ns	ns	ns
Hippolytidae	**Co>La*****	ns	**Co>La*****	ns	ns	**Ss>Sh** (Co)**
Palaemonidae	**Co>La* (Ss)**	**Co>La*****	**Co>La*****	ns	**Ss>Sh* (La)**	ns
Processidae	ns	**Co>La****	ns	ns	ns	ns
Solenoceridae	ns	**Co>La* (Sh)**	**Co>La* (Ss)**	ns	ns	**Ss>Sh* (Co)**
Alpheidae	ns	**Co>La* (Sh)**	**Co>La** (Sh)**	ns	ns	ns

** : p<0,05 ; ** : p<0,01, *** : p<0,001, ns : non significatif*

Dans la composition de *Cerithium atratum*, de *Modulus modulus* (Sh) et de *Hyalina* sp. (Sh), des Hippolytidae et des Palaemonidae (Ss), la proportion relative du 16:1ω7 est plus élevée dans l'herbier côtier que dans celui du large. Dans la composition de *Cerithium atratum*, de *Modulus modulus* (Sh) et des Paguridae (Ss), la proportion relative du 20:5ω3 est plus élevée dans l'herbier du large que dans celui du côtier alors que l'inverse est observé pour *Hyalina sp.* (Sh), les Paguridae (Sh), les Palaemonidae, les Processidae, les Solenoceridae (Sh) et les Alpheidae (Sh). Dans la composition de *Cerithium atratum* et de *Modulus modulus* (Sh), des Paguridae et des Crevettes excepté celle des Processidae, la proportion relative du 16:2ω4 est plus élevée dans l'herbier côtier que dans celui du large alors que l'inverse est observé pour *Hyalina* sp. (Sh).

Dans la composition de *Modulus modulus* (Co), la proportion relative du 14:0 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide alors que l'inverse est observé pour *Smirigdia viridis*. Dans la composition de *Cerithium atratum* (La), les proportions relatives du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 16:2ω4 sont plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Dans la composition de *Smirigdia viridis*, de *Hyalina* sp. et des Palaemonidae (La), la proportion relative du 20:5ω3 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide. Dans la composition des Hippolytidae (Co) et des Solenoceridae (Co), la proportion relative du 16:2ω4 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide alors que l'inverse est observé concernant *Hyalina* sp. (Co). Dans la composition des Gammaridae (Co) (MW, p<0,01), la proportion relative du 16:1ω7 est plus élevée en saison humide.

Il existe des différences significatives des proportions relatives des marqueurs de micro-algues Dinoflagellés tels que le 22:6ω3 et le 18:4ω3 selon les sites et les saisons dans la composition en acides gras des Gastéropodes, des Paguridae et des Crevettes (Figure III-23,24, Tableau III-23).

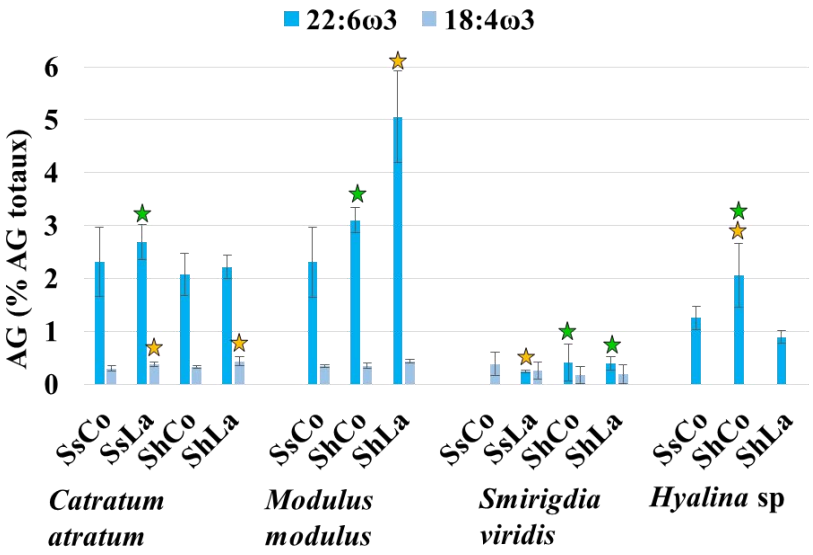


Figure III-23 : Proportions relatives des acides gras 22:6ω3 et du 18:4ω3 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

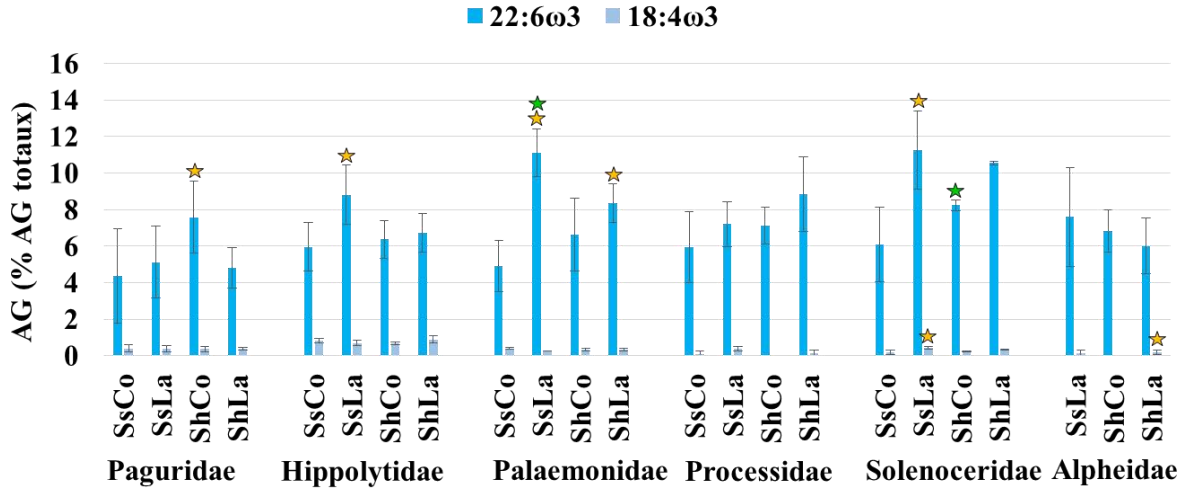


Figure III-24 : Proportions relatives des acides gras 22:6ω3 et du 18:4ω3 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Tableau III-13 : Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de micro-algues Dinoflagellés (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.

	Co vs La		Ss vs Sh	
	22:6ω3	**18:4ω3**	**22:6ω3**	**18:4ω3**
Cerithium atratum	ns	**La>Co****	**Ss>Sh* (La)**	ns
Modulus modulus	**La>Co** (Sh)**	**La>Co* (Sh)**	**Sh>Ss* (Co)**	ns
Smirigdia viridis	**La>Co* (Ss)**	ns	**Sh>Ss***	ns
***Hyalina* sp.**	**Co>La** (Sh)**	ns	**Sh>Ss** (Co)**	ns
Paguridae	**Co>La* (Sh)**	ns	ns	ns
Hippolytidae	**La>Co** (Ss)**	ns	ns	ns
Palaemonidae	**La>Co*****	ns	**Ss>Sh* (La)**	ns
Processidae	ns	ns	ns	ns
Solenoceridae	**La>Co*****	**La>Co** (Ss)**	**Ss>Ss* (Co)**	ns
Alpheidae	ns	**LaWCo* (Sh)**	ns	ns

** : p<0,05 ; ** : p<0,01, *** : p<0,001, ns : non significatif*

Dans la composition de *Modulus modulus* (Sh), de *Smirigdia viridis* (Ss), des Hippolytidae (Ss), des Palaemonidae et des Solenoceridae, la proportion relative du 22:6ω3 est plus importante dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier alors que l'inverse est observé pour de *Hyalina* sp. (Sh), des Paguridae (Sh). Dans la composition de *Cerithium atratum*, de *Modulus modulus* (Sh), des Solenoceridae (Ss) et des Alpheidae (Sh), la proportion relative du 18:4ω3 est plus importante dans l'herbier du large. Dans la composition de *Cerithium atratum* (La) et des Palaemonidae (La), la proportion relative du 22:6ω3 est plus importante en saison sèche qu'en saison humide alors que l'inverse est observé pour *Modulus modulus* (Co), *Smirigdia viridis*, *Hyalina* sp. (Co) et les Solenoceridae (Co).

Il existe des différences significatives des proportions relatives des marqueurs de bactéries tels que le 18:1ω7 et les acides gras ramifiés 15:0 + 17:0 (AGR) selon les sites et les saisons dans la composition en acides gras des Gastéropodes, des Paguridae et des Hippolytidae (Figure III-25, Tableau III-14).

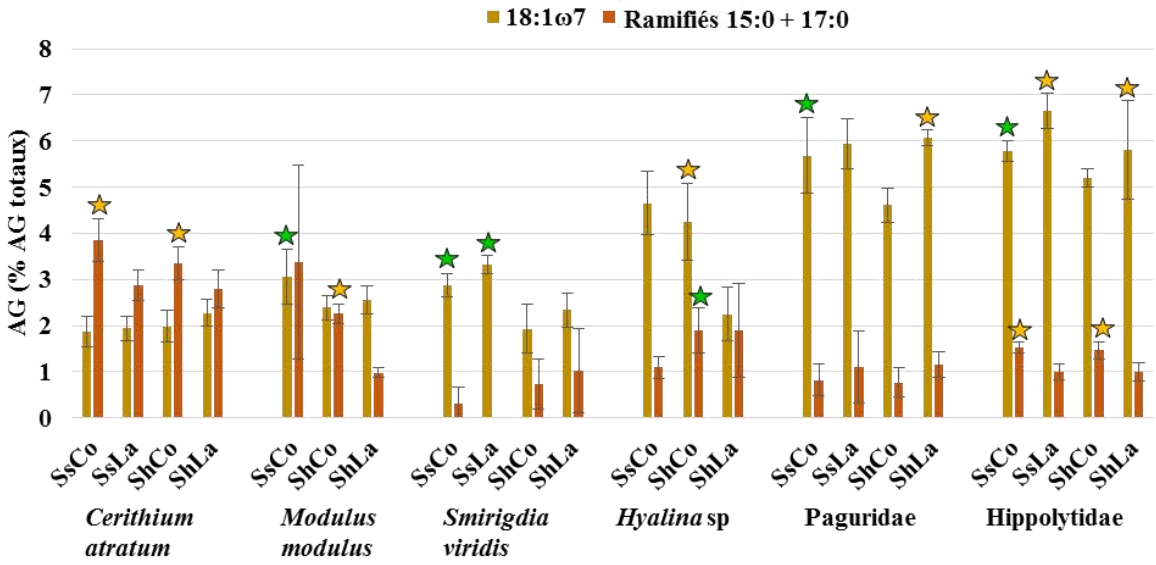


Figure III-25 : Proportions relatives des acides gras 18:1ω7 et des acides gras ramifiés 15:0 + 17:0 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes, des Paguridae et des Hippolytidae selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Tableau III-14 : Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de bactéries (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés. AGR : Acides gras Ramifiés.

	Co vs La		**Ss vs Sh**	
	18:1ω7	**AGR**	**18:1ω7**	**AGR**
Cerithium atratum	ns	**Co>La*** **	ns	ns
Modulus modulus	ns	**Co>La** (Sh)**	**Ss>Sh* (Co)**	ns
Smirigdia viridis	ns	ns	**Ss>Sh*** **	ns
***Hyalina* sp.**	**Co>La** (Sh)**	ns	ns	**Sh>Ss* (Co)**
Paguridae	**La>Co** (Sh)**	ns	**Ss>Sh* (Co)**	ns
Hippolytidae	**La>Co*** **	**Co>La*** **	**Ss>Sh** (Co)**	ns

** : p<0,05 ; ** : p<0,01, *** : p<0,001, ns : non significatif*

Dans la composition de *Hyalina* sp. (Sh), la proportion relative du 18:1ω7 est plus élevée dans l'herbier côtier que dans l'herbier du large alors que l'inverse est observé pour les Paguridae (Sh) et les Hippolytidae. Dans la composition de *Cerithium atratum* (Sh), de *Modulus modulus* (Sh) et des Hippolytidae, la proportion relative des acides gras ramifiés est plus élevée dans l'herbier côtier que dans celui du large. Dans la composition de *Modulus modulus* (Co), de *Smirigdia viridis*, des Paguridae (Co) et des Hippolytidae, la proportion relative du 18:1ω7 est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide ce qui est aussi vrai pour *Hyalina* sp. dans

le cas des acides gras ramifiés. De plus, dans la composition en acides gras des Gammaridae (Co), les proportions relatives du 18:1ω7, du 15:0 (MW, p<0,01) et du 17:1ω9 (MW, p<0,001) sont plus importantes en saison humide.

III.3. Modèles de mélange et détermination quantitative des contributions des sources de matière organique à l'alimentation des Invertébrés de l'épifaune vagile

Le modèle de mélange issu du package SIAR sous R a permis d'obtenir les estimations des contributions des sources de matière organique au régime alimentaire des Invertébrés de l'épifaune vagile. Le facteur de fractionnement du carbone a été fixé à 0,4±0,4‰. Celui de l'azote a été fixé à 2,2±0,7‰ pour les consommateurs de matière végétale vivante et (ou) morte (*Cerithium atratum*, *Modulus modulus*, *Smirigdia viridis*, Leptochellidae, Gammaridae, Paguridae) et de 3,0±0,4‰ pour les consommateurs s'alimentant sur une part non négligeable de matière animale (Crevettes et *Hyalina* sp.). Dans ce dernier cas, les animaux n'ont pas été inclus dans les sources. Les sources considérées ont été le biofilm, les épiphytes, les feuilles de *Thalassia testudinum* et la litière. Les mêmes sources ont été utilisées dans les modèles de mélange quels que soient les herbiers et les saisons afin que les contributions de ces différentes sources au régime alimentaire des consommateurs soient comparables. Les contributions sont exprimées en moyenne, 1er et 3ème quartiles (intervalle de crédibilité bayésiens).

Tableau III-15 : Contributions moyennes en % (intervalles de crédibilité bayésiens) des sources de matière organique dans le régime alimentaire des Gastéropodes, de Péracarides, de Paguridae et de Crevettes, calculées à l'aide du modèle de mélange.

Taxon	Saison	Site	biofilm	épiphytes	feuilles	litière
Cerithium atratum	Sèche	Côtier	30 (27-35)	22 (11-31)	16 (7-24)	32 (24-40)
Cerithium atratum	Sèche	Large	24 (20-29)	19 (11-27)	29 (22-35)	27 (20-35)
Cerithium atratum	Humide	Côtier	42 (29-55)	32 (20-43)	12 (4-19)	13 (4-20)
Cerithium atratum	Humide	Large	21 (14-27)	28 (18-37)	28 (18-37)	24 (15-32)
Modulus modulus	Sèche	Côtier	8 (3-11)	21 (10-30)	32 (21-42)	38 (28-48)
Modulus modulus	Humide	Côtier	16 (7-34)	18 (7-26)	31 (20-41)	35 (24-44)
Modulus modulus	Humide	Large	24 (19-30)	18 (8-26)	27 (18-36)	30 (23-38)
Smirigdia viridis	Sèche	Large	5 (2-6)	9 (3-11)	53 (41-66)	34 (20-46)
Smirigdia viridis	Humide	Côtier	13 (5-18)	15 (6-22)	37 (29-45)	35 (27-44)
Smirigdia viridis	Humide	Large	12 (4-18)	14 (4-20)	27 (16-38)	47 (34-60)

Feuilles : feuilles fraîches de Thalassia testudinum

Tableau III-15 (suite) : Contributions moyennes en % (intervalles de crédibilité bayésiens) des sources de matière organique dans le régime alimentaire des Gastéropodes, de Péracarides, de Paguridae et de Crevettes, calculées à l'aide du modèle de mélange. Les valeurs en gras sont les contributions importantes.

Taxon	Saison	Site	biofilm	épiphytes	feuilles	litière
***Hyalina* sp.**	Sèche	Côtier	59 (54-68)	19 (9-28)	13 (5-18)	10 (3-13)
***Hyalina* sp.**	Humide	Côtier	24 (13-33)	29 (18-38)	30 (19-39)	18 (7-27)
***Hyalina* sp.**	Humide	Large	20 (14-26)	27 (20-34)	29 (20-37)	24 (17-31)
Leptocheliidae	Sèche	Côtier	28 (17-37)	24 (13-34)	23 (12-32)	25 (14-34)
Gammaridae	Sèche	Côtier	34 (22-44)	22 (10-31)	16 (6-25)	28 (15-38)
Gammaridae	Humide	Côtier	28 (18-38)	26 (1535)	21 (10-30)	25 (14-35)
Paguridae	Sèche	Côtier	41 (27-54)	20 (8-30)	14 (5-22)	25 (11-35)
Paguridae	Sèche	Large	70 (66-77)	14 (5-20)	8 (3-11)	8 (3-12)
Paguridae	Humide	Côtier	39 (26-51)	25 (12-35)	13 (4-20)	23 (9-34)
Paguridae	Humide	Large	39 (29-51)	18 (7-28)	21 (10-30)	21 (9-31)
Hippolytidae	Sèche	Côtier	80 (78-83)	8 (3-12)	5 (2-7)	7 (3-10)
Hippolytidae	Sèche	Large	45 (40-49)	33 (25-41)	10 (5-14)	13 (7-19)
Hippolytidae	Humide	Côtier	34 (23-44)	21 (10-31)	13 (4-19)	32 (20-42)
Hippolytidae	Humide	Large	35 (29-41)	20 (10-41)	24 (13-34)	21 (13-30)
Palaemonidae	Sèche	Côtier	59 (45-73)	18 (7-26)	13 (5-18)	10 (3-14)
Palaemonidae	Humide	Côtier	38 (27-50)	34 (23-45)	15 (5-22)	13 (4-18)
Palameonidae	Humide	Large	28 (22-35)	35 (23-46)	22 (11-31)	15 (6-23)
Processidae	Sèche	Côtier	40 (35-46)	26 (14-36)	19 (9-28)	16 (6-23)
Processidae	Sèche	Large	31 (22-39)	29 (18-38)	20 (9-28)	21 (11-30)
Processidae	Humide	Côtier	26 (15-35)	28 (17-37)	26 (15-36)	20 (9-29)
Processidae	Humide	Large	24 (18-31)	35 (23-45)	24 (13-33)	17 (8-26)
Solenoceridae	Sèche	Large	31 (23-40)	31 (21-40)	18 (8-26)	20 (9-29)
Solenoceridae	Humide	Côtier	27 (16-36)	30 (19-39)	26 (16-35)	18 (7-26)
Solenoceridae	Humide	Large	31 (24-39)	17 (7-25)	24 (14-33)	28 (21-36)
Alpheidae	Humide	Côtier	25 (15-33)	29 (19-38)	28 (20-36)	18 (8-26)
Alpheidae	Humide	Large	27 (22-32)	16 (7-23)	27 (18-36)	30 (24-37)
Alpheidae Jour	Sèche	Large	36 (30-43)	29 (19-39)	16 (7-23)	19 (9-27)
Alpheidae	Sèche	Large	14 (9-19)	19 (9-27)	34 (27-42)	33 (24-41)

Feuilles : feuilles fraîches de Thalassia testudinum

La contribution du biofilm est plus importante dans l'herbier côtier que dans celui du large dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, de *Hyalina* sp. (Sh), des Hippolytidae (Ss), des Palaemonidae (Sh) et des Processidae, alors que l'inverse est observé dans celle de *Modulus modulus* (Sh), des Solenoceridae et des Alpheidae (Sh). La contribution des épiphytes est plus élevée dans l'herbier côtier que dans celui du large dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, des Paguridae, des Solenoceridae (Sh), alors que l'inverse est observé dans celle des Hippolytidae (Ss) et des Processidae. La contribution des feuilles de *T. testudinum* est plus

élevée dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, des Paguridae (Sh), des Hippolytidae, des Palaemonidae (Sh) et des Alpheidae (Ss N) alors que l'inverse est observé dans celle de *Modulus modulus* (Sh), de *Smirigdia viridis* (Sh) et des Paguridae (Ss). La contribution de la litière est plus élevée dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier dans l'alimentation de *Cerithium atratum* (Sh), de *Smirigdia viridis* (Sh), de *Hyalina* sp. (Sh), des Hippolytidae (Ss), des Processidae (Ss), des Solenoceridae (Sh) et des Alpheidae alors que l'inverse est observé dans celle de *Cerithium atratum* (Ss) et des Hippolytidae (Sh).

La contribution du biofilm est plus importante en saison sèche qu'en saison humide dans l'alimentation de *Hyalina* sp. (Sh), des Gammaridae (Co), des Paguridae, des Hippolytidae, des Palaemonidae (Co) et des Processidae alors que l'inverse est observé dans celle de *Modulus modulus* (Sh), de *Smirigdia viridis* (La) et des Alpheidae (La). La contribution des épiphytes est plus importante en saison humide qu'en saison sèche dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, de *Smirigdia viridis* (La), *Hyalina* sp. (Co), des Gammaridae (Co), des Paguridae, des Hippolytidae (Co), des Palaemonidae (Co) et des Processidae alors que l'inverse est observé dans celle de *Modulus modulus* (Co), des Hippolytidae (La) et des Solenoceridae (La). La contribution des feuilles de *T. testudinum* est plus importante en saison sèche qu'en saison humide dans l'alimentation de *Cerithium atratum* (Co), de *Smirigdia viridis* (La) et des Alpheidae (La) alors que l'inverse est observé dans celle de *Hyalina* sp. (Co), des Gammaridae (Co), des Paguridae (La), des Hippolytidae, des Processidae et des Solenoceridae (La). La contribution de la litière est plus importante en saison sèche qu'en saison humide dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, de *Modulus modulus* (Co), des Gammaridae (Co) et des Processidae (La) alors que l'inverse est observé dans celle de *Smirigdia viridis* (La), *Hyalina* sp. (Co), des Paguridae (La), des Hippolytidae, des Palaemonidae (Co), des Processidae (Co) et des Solenoceridae (La).

IV. TRANSFERT DE MATIERE ORGANIQUE DE L'EPIFAUNE VAGILE VERS LA FAUNE ICHTYOLOGIQUE

L'objectif de cette partie est de caractériser le régime alimentaire des poissons en fonction des herbiers et des saisons en analysant leurs contenus stomacaux, leurs signatures isotopiques du carbone et de l'azote et pour certains leurs compositions en acides gras. La technique des contenus stomacaux permet d'identifier les taxons de proies ingérées tandis que les isotopes stables sont un outil pour connaître le type de proie assimilée et leur origine. La composition en acides gras des poissons consommateurs de végétaux pour lesquels les contenus stomacaux sont difficilement identifiables permet de compléter l'analyse des isotopes stables. Les acides gras ont aussi été utilisés dans l'analyse de l'alimentation du carnivore de premier ordre *Ocyurus chrysurus* afin de coupler cette technique à celles des deux autres et de mieux percevoir les apports complémentaires de ces analyses dans ce cas.

IV.1. Analyse des contenus stomacaux

IV.1.1. Répartition des effectifs et des espèces collectées selon les saisons, les sites et les groupes trophiques

La répartition des effectifs et du nombre d'espèces en fonction des saisons, des dates de prélèvements, des sites et des groupe trophiques, en comptabilisant ou non les individus contenant la proie « Copépodes », est résumée dans le Tableau III-16. Les contenus stomacaux ont été examinés à part lorsque les Copépodes représentaient 100%. Les groupes trophiques ont été choisis d'après ceux définis par Bouchon-Navaro *et al*. (1992) à partir des données de la littérature (Randall, 1967).

Tableau III-16 : Effectifs et nombre d'espèces de poissons selon les saisons, les dates de prélèvements, les sites et les groupes trophiques, avec ou sans la proie « Copépodes ».

		avec « Copépodes »		sans « Copépodes »	
Variable	**Conditions**	**Effectifs**	**Nombre d'espèces**	**Effectifs**	**Nombre d'espèces**
Saison	Humide	419	10	219	10
	Sèche	578	28	573	28
Date de prélèvement	04/05/2012 (Co et La)	318	20	318	20
	09/10/2012 (Co et La)	419	10	219	10
	13/01/2012 (Co)	164	19	160	19
	23/01/2012 (La)	96	11	95	11

Tableau III-16 (suite) : Effectifs et nombre d'espèces de poissons selon les saisons, les dates de prélèvements, les sites et les groupes trophiques, avec ou sans la proie « Copépodes ».

		avec « Copépodes »		sans « Copépodes »	
Variable	**Conditions**	**Effectifs**	**Nombre d'espèces**	**Effectifs**	**Nombre d'espèces**
Site	Côtier	605	22	592	22
	Large	392	13	200	13
Classe trophique	Carnivore I	783	19	583	19
	Omnivore	152	3	147	3
	Piscivores	31	2	31	2
	Herbivore	31	4	31	4

Co : herbier côtier, La : herbier du large.
Carnivore I : Carnivore de premier ordre.

Les estomacs de 997 individus appartenant à 28 espèces ont été étudiés. Les effectifs et le nombre d'espèces sont plus importants dans l'herbier côtier que dans celui du large (605 et 392 individus, respectivement ; 22 et 13 espèces, respectivement). Le nombre d'espèces observé est plus élevé en saison sèche qu'en saison humide (28 et 10 espèces respectivement) ce qui est aussi le cas concernant les effectifs (578 et 419 individus respectivement). La majorité des effectifs appartiennent aux groupes trophiques des carnivores de premier ordre (CI) (783 individus) et secondairement des omnivores (152 individus). La plus grande part des espèces (19) sont des CI. En saison humide, dans l'herbier du large, 191 individus CI, appartenant essentiellement aux espèces *Ocyurus chrysurus* (163 individus) et *Eucinostomus argenteus* (28 individus) contiennent 100% de Copépodes dans leurs estomacs. Afin d'éviter un biais dans les analyses relatif à ce phénomène, les individus contenant cette proie ont été retirés des tableaux de données utilisés.

Les effectifs bruts et relatifs des individus selon les espèces et les gammes de tailles associées ont été résumés dans le Tableau III-17.

Tableau III-17 : Effectifs bruts (N) et relatifs (P) en pourcentage des individus collectés et gammes de taille en fonction des espèces.

GT	Espèce	Abb	N	P (%)	Taille (cm)
Carnivore I	***Ocyurus_chrysurus***	Ochry	230	29,0	3-18
	Eucinostomus_gula	Egula	65	8,2	5-11
	Eucinostomus_argenteus	Earge	57	7,2	4-14
	Halichoeres_bivittatus	Hbivi	46	5,8	4-9
	Gerres_cinereus	Gcina	36	4,5	5-12 ; 21

Les espèces qui ne sont pas en gras ont été regroupées dans les analyses suivantes en raison de leurs faibles effectifs.

Tableau III-17 (suite) : Effectifs bruts (N) et relatifs (P) en pourcentage des individus collectés et gammes de taille en fonction des espèces.

GT	Espèce	Abb	N	P (%)	Taille (cm)
Carnivore I	***Lutjanus_griseus***	Lgris	35	4,4	3-21
	Lutjanus_apodus	Lapod	24	3,0	3-12
	Lutjanus_synagris	Lsyna	22	2,8	3-12
	Gobionellus_oceanicus	Gocea	15	1,9	5-17
	Serranus_flaviventris	Sflav	10	1,3	6-8
	Haemulon_aurolineatum	Hauro	9	1,1	5-7
	Citharichthys_spilopterus	Cspil	7	0,9	6-11
	Achirus_lineatus	Aline	6	0,8	6-10 ; 14 ; 18
	Sphoeroides_spengleri	Sspen	5	0,6	3-6
	Sphoeroides_testudineus	Stest	5	0,6	5 ; 7 ; 10
	Sphoeroides_greeleyi	Sgree	4	0,5	6-8 ; 11
	Pseudupeneus_maculatus	Pmacu	4	0,5	7;8
	Hypoplectrus_puella	Hpuel	2	0,3	10
	Centropomus_undecimalis	Cunde	1	0,1	25
Omnivore	***Archosargus_rhomboidalis***	Arhom	80	10,1	3-21
	Diapterus_rhombeus	Drhom	44	5,6	6-12
	Monacanthus_ciliatus	Mcili	23	2,9	4-11
Herbivore	***Scarus_iseri***	Siser	10	1,3	4-8
	Cryptotomus_roseus	Crose	9	1,1	4-7
	Sparisoma_radians	Sradi	8	1,0	6-12
	Acanthurus_bahianus	Abahi	4	0,5	4;6
Piscivore	***Sphyraena_barracuda***	Sbarr	30	3,8	4-40
	Synodus_intermedius	Sinte	1	0,1	9

Les espèces qui ne sont pas en gras ont été regroupées dans les analyses suivantes en raison de leurs faibles effectifs.

IV.1.2. Régime alimentaire en fonction des groupes trophiques

La majorité des contenus stomacaux analysés appartiennent à des espèces CI telles que *Ocyurus chrysurus* (29%), *Eucinostomus gula* (8%), *Eucinostomus argenteus* (7%), *Halichoeres bivittatus* (6%) et omnivores telles que *Archosargus rhomboidalis* (10%) et *Diapterus rhombeus* (6%). Les Indices d'Importances Relatives (IRI) ont été calculés pour chacun des groupes trophiques déterminés *a priori* d'après la littérature (Figure III-26, Annexe 17).

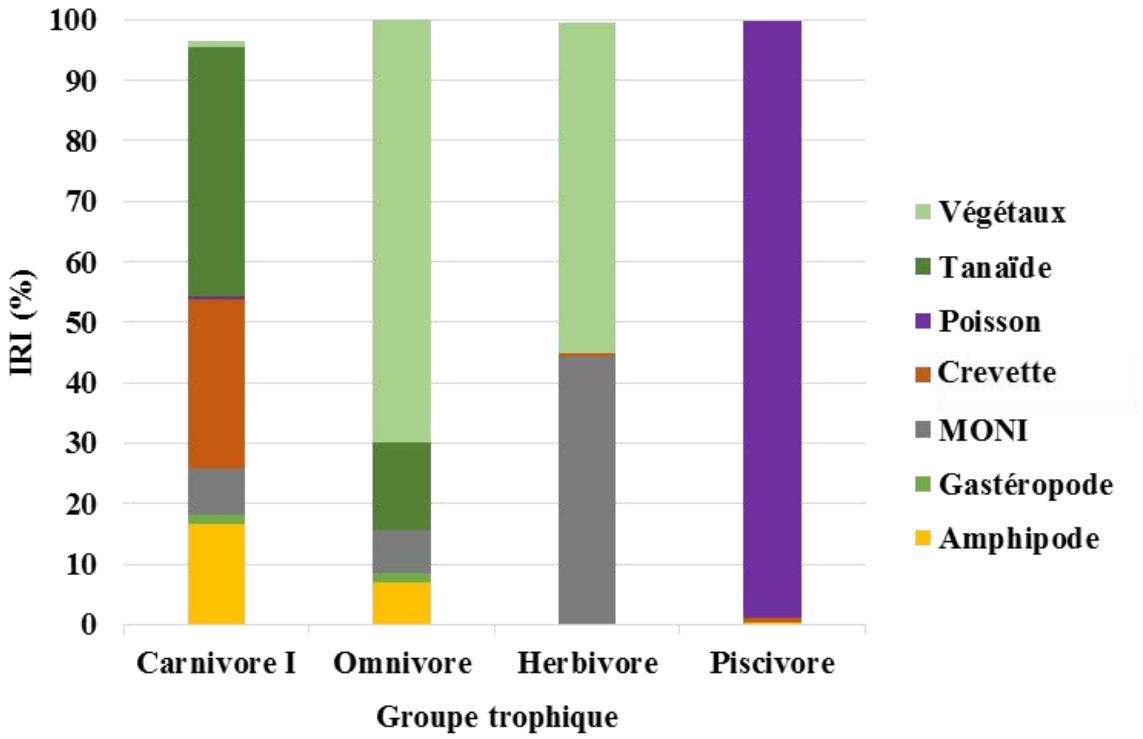


Figure III-26 : Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) en fonction des groupes trophiques. *Les proies de relative importance inférieure ou égale à 0,8% (« Annélides », « Anomoures », « Bivalves », « Brachyoure », « Gastéropodes », « Isopodes » et « Sédiment ») n'ont pas été représentées sur l'histogramme. MONI : Matière Organique Non Identifiée.*

Les carnivores de premier ordre consomment principalement des Invertébrés tels que les Tanaïdes (41%), les Crevettes (28%) et les Amphipodes (17%). Les omnivores se nourrissent en grande partie de Végétaux (70%) mais aussi de Tanaïdes (15%) et d'Amphipodes (7%). Les herbivores s'alimentent de 55% de Végétaux et de 44% de Matière Organique Non Identifiée (MONI) tandis que des poissons sont la nourriture principale (99%) des Piscivores.

IV.1.3. Régime alimentaire des carnivores de premier ordre

Le régime alimentaire des carnivores de premier ordre (CI) a été étudié selon les espèces, les sites et les saisons (Figure III-18, Annexe 23). Les 9 espèces de carnivores I (« autres CI ») ont été regroupées lors des calculs des Indices d'Importances Relatives (« Importance Relative Index », IRI) en raison du faible nombre d'estomacs analysés (inférieur à 10). Cependant, pour certaines espèces (*Eucinostomus argenteus* SsLa et ShLa, *Lutjanus apodus* Sh Co, *Gerres cinereus* SsLa, « autres CI » ShCo SsLa), les IRI ont été calculés à partir d'un nombre d'individus inférieur à 10 afin d'obtenir tout de même une comparaison, certes partielle, entres les sites et (ou) les saisons.

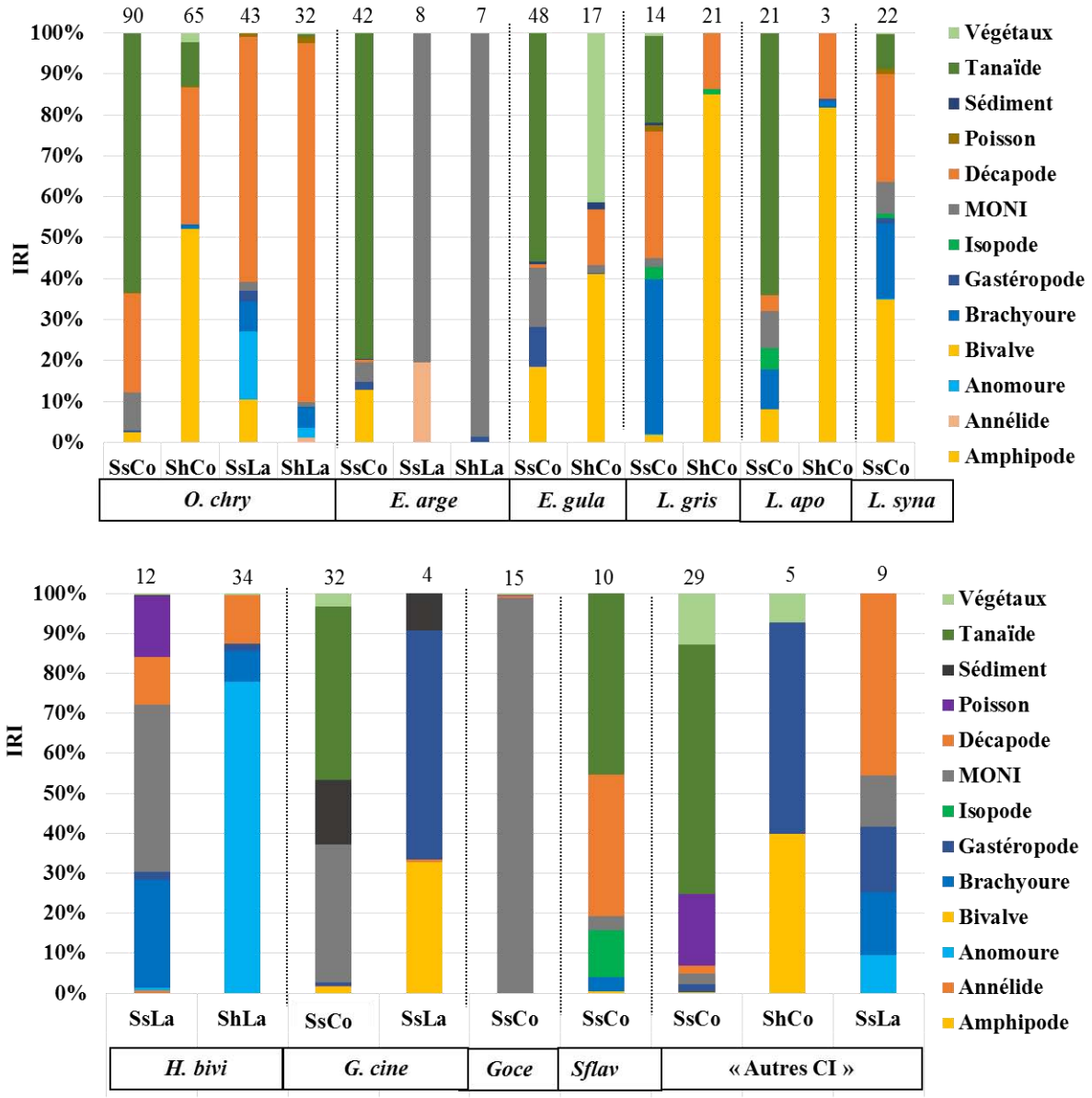


Figure III-27 : Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) selon les espèces de CI, les sites et les saisons. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI. La proie Isopode indique les taxons appartenant à ce groupe excepté les Tanaïdes.*

Il existe un effet significatif des sites, des saisons et des espèces sur la composition du régime alimentaire des CI (coefficient alimentaire Q) (Tableau III-18).

Tableau III-18 : Résultats des tests ANOVA RDA (999 permutations) sur le coefficient alimentaire Q.

	Df	Var	F	p-value (>F)
Saison	1	0,02	31,7	0,001***
Site	1	0,03	40,4	0,001***
Espèce	27	0,19	9,1	0,001***
Résidus	762	0,58	-	-

La partition de la variance a montré que les variables sites, saisons, espèces expliquaient au total 20% de la variance dont 4%, 2% et 11 % respectivement pour chacune des trois variables.

Dans l'herbier côtier en saison sèche, les « Tanaïdes » représentent la proie majoritaire des espèces *Ocyurus chrysurus* (63%), *Eucinostomus argenteus* (80%), *Eucinostomus gula* (56%), *Lutjanus apodus* (64%) et des « autres CI » (62%), moins de la moitié des proies ingérées par les espèces *Serranus flaviventris* (45%) et *Gerres cinereus* (43%), et seulement 21% par *Lutjanus griseus* alors qu'elle est absente des estomacs de *Gobionellus oceanicus*. Dans l'herbier côtier, en saison humide, les « Tanaïdes » sont faiblement présents dans les estomacs d'*Ocyurus chrysurus* (11%) et absents de ceux de *Eucinostomus gula*, *Lutjanus griseus*, *Lutjanus apodus* et des « autres CI ». Dans l'herbier côtier, l'importance relative de la proie « Amphipode » est plus élevée en saison humide qu'en saison sèche dans les estomacs d'*Ocyurus chrysurus* (52% et 2% respectivement), de *Eucinostomus gula* (41% et 18% respectivement), de *Lutjanus griseus* (85% et 2% respectivement), de *Lutjanus apodus* (82% et 8% respectivement) et des « autres CI » (40% et 0% respectivement). La proie « Isopode », présente principalement dans des individus collectés en saison sèche dans l'herbier côtier, montre une importance relative de 3% et 5% dans les estomacs de *Lutjanus griseus* et *Lutjanus apodus* respectivement et atteint 12% dans ceux de *Serranus flaviventris.*

L'importance relative de la proie « Crevette » est plus forte dans les estomacs des individus collectés en saison humide qu'en saison sèche concernant *Ocyurus chrysurus* que ce soit dans l'herbier côtier (34% et 24% respectivement) ou celui du large (88% et 60% respectivement). Ceci est aussi vrai pour les espèces collectées dans l'herbier côtier telles qu'*Eucinostomus gula* (15% et 2% respectivement), *Lutjanus apodus* (16% et 4% respectivement) alors que l'inverse est observé dans le cas de *Lutjanus griseus* (14% et 31% respectivement). La part de Crevettes ingérées (% IRI) est plus élevé dans l'herbier du large que dans celui du côtier concernant *Ocyurus chrysurus* que ce soit en saison sèche (60% et 24% respectivement) ou en saison humide (88% et 34%) ainsi que les « autres CI » en saison sèche (46% et 2% respectivement).

Les « Anomoures » (Paguridae) sont ingérés en proportion plus importante dans l'herbier du large que dans celui du côtier par *Ocyurus chrysurus* en saison humide (2% et 0% respectivement) et en particulier en saison sèche (17% et 0% respectivement) ainsi que par les « autres CI » en saison sèche (10% et 0% respectivement). Cette proie présente une forte importance relative dans les estomacs de *Halichoeres bivittatus* (collecté uniquement dans l'herbier du large) en particulier en saison humide (78%). Les « Brachyoures » sont plus

importants dans les estomacs d'*Ocyurus chrysurus* prélevés dans l'herbier du large que dans celui du côtier (5-7% et 0-1% respectivement) ce qui est aussi vrai pour les « autres CI » en saison sèche (16% et 0% respectivement). L'importance relative de cette proie est plus élevée en saison sèche qu'en saison humide pour les espèces prélevées uniquement dans l'herbier côtier telle que *Lutjanus griseus* (38% et 0% respectivement) et *Lutjanus apodus* (10% et 2% respectivement) ce qui aurait pu aussi être observé dans le cas de *Lutjanus synagris* (18%) (si cette espèce avait été collectée en saison humide), ainsi que pour *Halichoeres bivittatus* collectée uniquement dans l'herbier du large (27% et 8% respectivement).

La composition du régime alimentaire de certaines espèces comporte une proportion significative de Matière Organique Non Identifiée (MONI). Tel est le cas de *Gobionellus oceanicus* (99%), d'*Eucinostomus argenteus* (La : 80-99%), d'*Eucinostomus gula*, de *Lutjanus apodus* et de *Lutjanus synagris* (SsCo : 8-15%), de *Halichoeres bivittatus* (SsLa : 42%) ainsi que des « autres CI » (SsLa : 13%). L'espèce *Gerres cinereus* (en SsCo) ingère non seulement 34% de MONI mais aussi 16% de sédiment. Ce sédiment est aussi présent à 9% dans les estomacs de cette espèce en saison sèche au large. Certaines proies ingérées apparaissent ponctuellement telles que les « Annélides » dans les estomacs de *Eucinostomus argenteus* (SsLa : 20%), les « Poissons » dans ceux de *Halichoeres bivittatus* (SsLa : 15%). Les « végétaux » présentent une importance relative non négligeable dans les estomacs de certaines espèces prélevées dans l'herbier côtier telles qu'*Eucinostomus gula* (Sh : 41%), *Gerres cinereus* (Ss : 3%) et les « autres CI » (Ss : 13%, Sh : 7%). La proie « Gastéropode » n'est présente de manière significative que dans les estomacs d'*Eucinostomus gula* (SsCo : 10%). L'importance relative de cette proie, située entre 17% et 57% dans les estomacs de *Gerres cinereus* et des « autres CI », n'a été calculée qu'à partir d'un faible nombre d'estomacs (4 à 9 estomacs).

Les indices d'électivité E de la plupart des espèces de carnivores de premier ordre sont présentés dans le Tableau III-18.

Tableau III-18 : Indice d'électivité E de certaines espèces de CI en fonction des sites et des saisons. Les chiffres en gras indiquent des valeurs de E ≥0,5.

Espèce	Site	Saison	Amph	Anné	Anom	Biv	Brach	Gasté	Isop	Tana	Crevet
Ocyurus chrysurus	Co	Ss	-0,1	-1	-1	-1	-0,7	-0,8	-0,8	**0,7**	0,2
	Co	Sh	-0,5	-0,9	-1	-1	-0,9	-1	-0,7	**0,8**	-0,8
	La	Ss	**0,7**	-1	-0,8	-1	0,2	-1	-1	-1	0,2
	La	Sh	-1	**0,8**	-0,9	-1	-0,2	-1	-1	-1	-0,1
Eucinostomus argenteus	Co	Ss	**0,5**	-1	-1	-1	-1	-0,3	-1	**0,7**	-1
Eucinostomus gula	Co	Ss	**0,6**	-0,8	-1	-1	-1	**0,4**	-1	**0,5**	-0,9
	Co	Sh	**0,7**	0,4	-1	-1	-1	-1	-1	-1	0
Lutjanus griseus	Co	Ss	-0,9	-1	-0,7	-1	**0,7**	-1	0,1	-0,6	-0,6
	Co	Sh	0,3	-1	-1	-1	-1	-1	0,7	-0,5	-0,7
Lutjanus apodus	Co	Ss	-0,2	-1	-1	-1	**0,5**	-1	**0,6**	0,2	-0,9
Lutjanus synagris	Co	Ss	0,4	-1	-0,5	-1	**0,7**	-0,8	-0,2	-0,7	-0,5
Halichoeres bivittatus	La	Ss	-1	**0,6**	-1	-1	**0,7**	-1	-1	-1	-0,6
	La	Sh	-1	0,2	**0,6**	-1	**0,5**	-1	-1	-1	-0,5
Gerres cinereus	Co	Ss	-0,2	0,2	-1	-1	-0,8	-0,3	-0,6	**0,7**	-1
Serranus flavviventris	Co	Ss	-1	-1	-1	-1	0	-1	0,7	-0,1	-0,4

Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : herbier du large. Abréviations des espèces de poissons (voir Tableau VI-2). Amph : Amphipode, Anné : Annélide, Anom : Anomoure (Paguridae), Biv : Bivalve, Brach : Brachyoure, Gasté, Gastéropode, Isop : Isopode (autre que Tanaïde), Tana : Tanaïde, Crevet : Crevette.

Les valeurs de E supérieures ou égale à 0,5 indiquent que les Tanaïdes représentent une proie sélectionnée de manière importante dans l'herbier côtier en saison sèche par les espèces *Ocyurus chrysurus*, *Eucinostomus argenteus*, *Eucinostomus gula* et *Gerres cinereus* ce qui est aussi le cas dans cet herbier en saison humide pour *Ocyurus chrysurus*. La proie Amphipode est activement sélectionnée dans l'herbier du large en saison sèche par *Ocyurus chrysurus* alors qu'elle est peu disponible dans cet herbier. Cela est aussi le cas des Annélides en saison humide. Les espèces *Eucinostomus argenteus* et *Eucinostomus gula* sélectionnent cette proie dans l'herbier côtier. *Eucinostomus gula* sélectionne aussi les Gastéropodes en saison sèche. Les Brachyoures sont des proies recherchées, en saison sèche dans l'herbier côtier, par *Lutjanus griseus*, *Lutjanus apodus* et *Lutjanus synagris*, et par *Halichoeres bivittatus* dans celui du large. Les Isopodes (autres que les Tanaïdes) sont particulièrement sélectionnés par *Lutjanus apodus* en saison sèche en côtier. Au large, *Halichoeres bivittatus* sélectionne les Annélides et les Anomoures en saison sèche et humide respectivement. Dans les autres cas, les Anomoures

(Paguridae) qui présentent une valeur de $E \leq 0,5$, sont évités par les poissons ce qui est aussi le cas des Gastéropodes excepté pour *Eucinostomus argenteus*, *Eucinostomus gula* et *Gerres cinereus*. Les Crevettes sont soit évitées par les poissons soit ingérées sans faire l'objet d'une préférence alimentaire.

En ce qui concerne l'espèce *Ocyurus chrysurus*, les 164 individus de l'espèce comportant 100% de Copépodes dans leurs estomacs mesurent entre 3 et 7cm. La taille des autres individus sont représentés sur la Figure III-28.

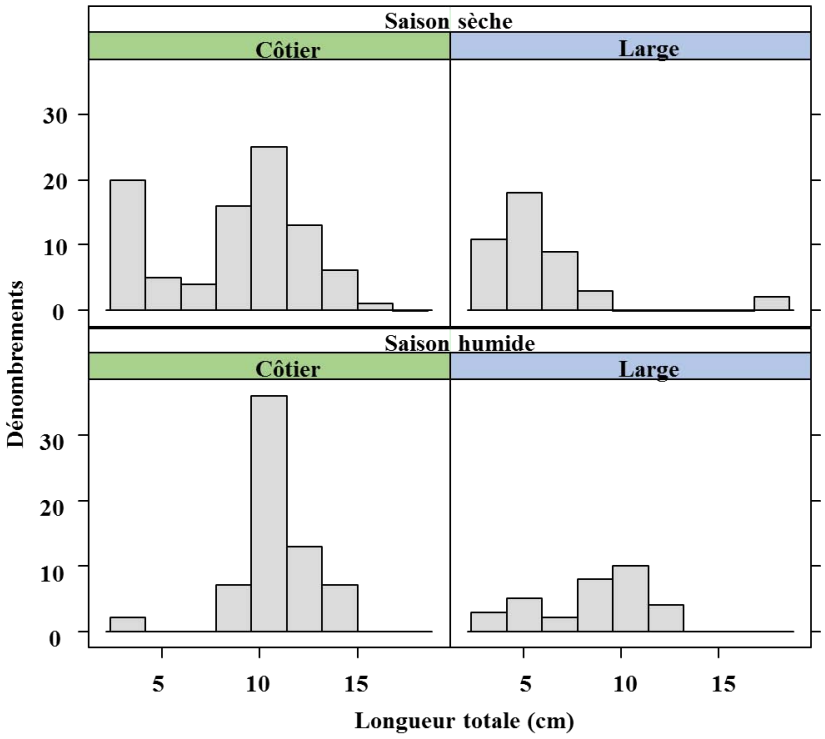


Figure III-28 : Longueur totale des individus *Ocyurus chrysurus* en cm en fonction des sites et des saisons.

Quels que soient les saisons et les sites, il existe deux cohortes d'individus. Dans l'herbier côtier, la cohorte autour de 10 cm compte un plus grand nombre que dans l'herbier du large.

Il existe un effet significatif de l'effet des sites, des saisons et des longueurs totales (cm) sur la composition du régime alimentaire d'*Ocyurus chrysurus* (coefficient alimentaire Q) (Tableau III-19).

Tableau III-19 : Résultats des tests ANOVA RDA (999 permutations) sur le coefficient alimentaire Q de l'espèce *Ocyurus chrysurus*.

	Df	Var	F	p-value (>F)
Site	1	3133800	18,8	0,001***
Saison	1	1121524	6,7	0,001***
Taille	14	4302005	1,8	0,001***
Résidus	213	35479894		

Les indices de relatives importances réalisées sur *Ocyurus chrysurus* selon les sites ont été calculés (Figure III-29, Annexe 19).

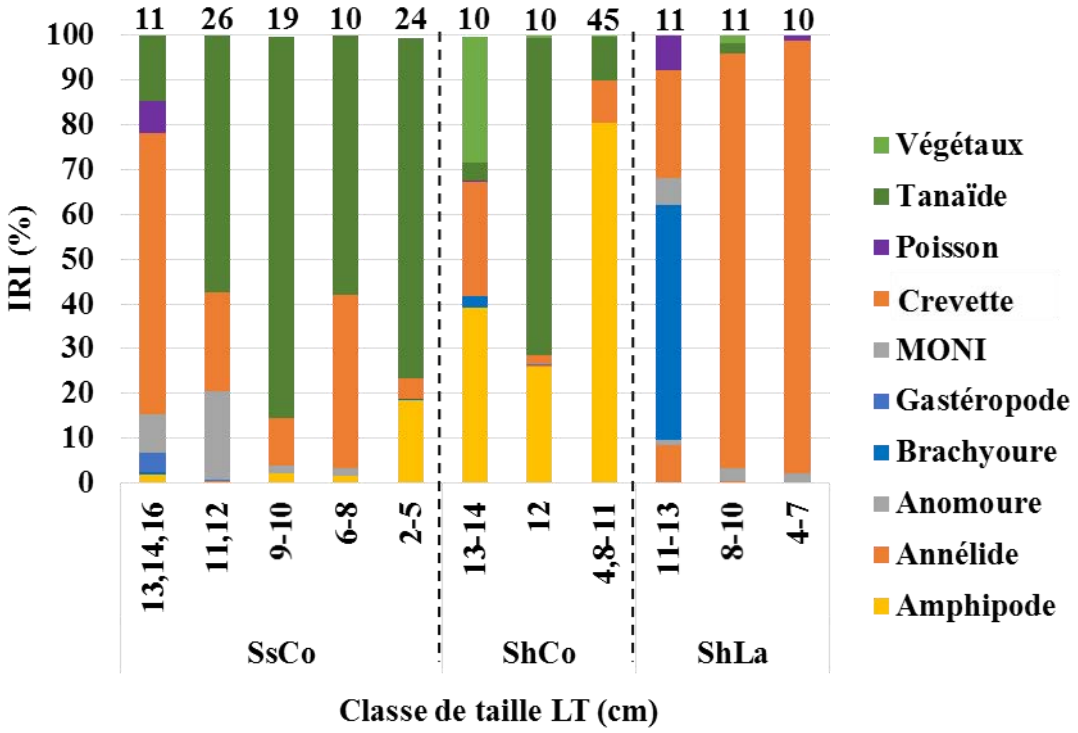


Figure III-29 : Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) d'*Ocyurus chrysurus* en fonction de sa classe de taille, pour chaque site et chaque saison. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide ; Co : Côtier, La : Large.*

En saison sèche dans l'herbier côtier, la part des Crevettes ingérées est plus élevée lorsque les poissons mesurent entre 13 et 16 cm que lorsqu'ils sont inférieurs ou égaux à 12 cm (63% et 5-39% respectivement). Entre 13 et 16 cm, ils ne consomment que 15% de Tanaïdes

contre 57-85% lorsqu'ils sont plus petits. De plus, les poissons ingèrent de plus grandes proportions d'Amphipodes lorsqu'ils mesurent entre 2 et 5 cm (19%) que lorsqu'ils sont plus grands (0-2%). En saison humide dans l'herbier côtier, la part de Crevettes ingérées est plus élevée lorsqu'ils mesurent de 13 à 14 cm que lorsqu'ils sont inférieurs ou égale à 12 cm (2-9%) tandis que la part d'Amphipodes consommés est plus importante lorsqu'ils mesurent entre 4 et 11 cm (80%) que lorsqu'ils sont plus grands (26-39%). En saison humide dans l'herbier du large, la part de Brachyoures ingérée est plus élevée lorsque les poissons sont grands (11-13cm) que lorsqu'ils sont plus petits (4-10cm) (52% et 0% respectivement). La proportion des poissons ingérée est plus importante pour les poissons les plus grands (7-8%), en saison sèche dans l'herbier côtier et en saison humide dans l'herbier du large.

IV.1.4. Régime alimentaire des omnivores

Le régime alimentaire des omnivores a été étudié selon les espèces, les sites et les saisons (Figure III-30, Annexe 18).

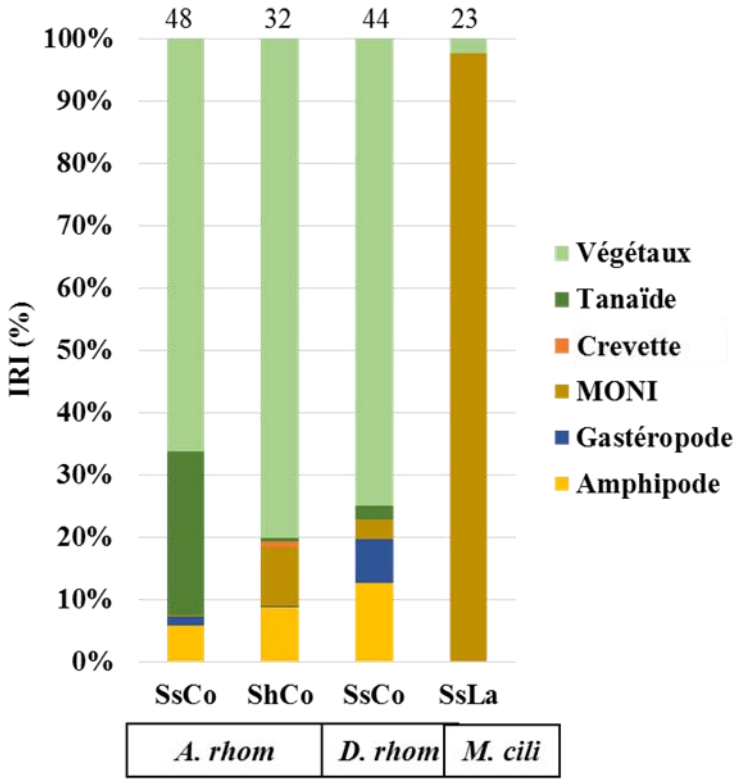


Figure III-30 : Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) selon les espèces omnivores, les sites et les saisons.
Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI.

Monacanthus ciliatus ingère 98% de MONI dont l'importance relative est plus faible pour *Archosargus rhomboidalis* (ShCo : 9%) et *Diapterus rhombeus* (SsCo : 3%). *Archosargus rhomboidalis* et de *Diapterus rhombeus* ingèrent de 66% à 80% de « Végétaux ». Ces espèces consomment entre 6% et 13% d'amphipodes dont l'importance relative est plus élevée dans les estomacs d'*Archosargus rhomboidalis* en saison humide qu'en saison sèche (9% et 6% respectivement). En saison sèche en côtier, l'importance relative des « Tanaïdes » est plus forte dans les estomacs d'*Archosargus rhomboidalis* que dans ceux de *Diapterus rhombeus* (26% et 2% respectivement). Cette proie est ainsi plus consommée en saison sèche qu'en saison humide par *Archosargus rhomboidalis* (26% et 1% respectivement).

Il existe un effet significatif de l'effet des longueurs totales (cm) et des saisons sur le la composition du régime alimentaire de l'espèce *Archosargus rhomboidalis* (coefficient alimentaire Q) dans l'herbier côtier (Tableau III-20).

Tableau III-20 : Résultats des tests ANOVA RDA (999 permutations) sur le coefficient alimentaire Q de l'espèce *Archosargus rhomboidalis*.

	Df	Var	F	p-value (>F)
Saison	1	0,04	5,6	0,002**
Taille	15	0,15	1,5	0,02*
Résidus	63	0,42		

Les indices de relatives importances selon les sites ont été calculés pour *Archosargus rhomboidalis* (Figure III-31, Annexe 20).

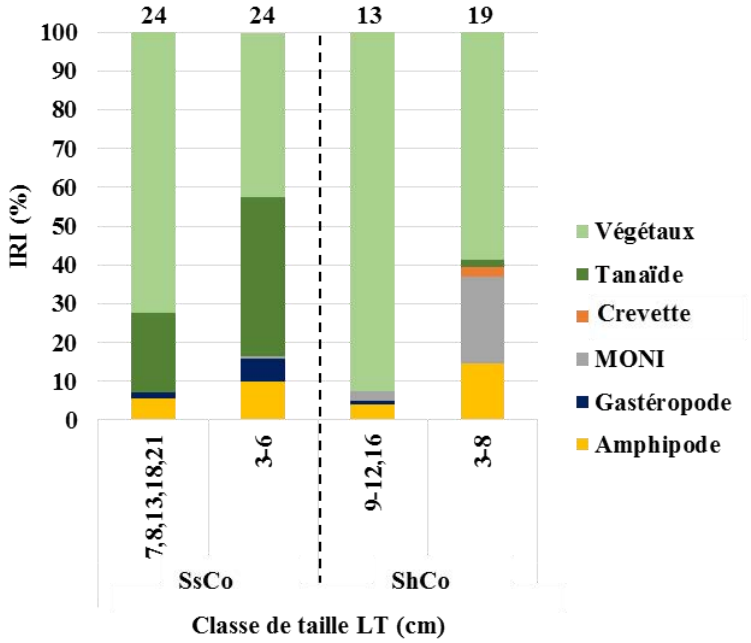


Figure III-31 : Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) d'*Archosargus rhomboidalis* en fonction de sa classe de taille, pour chaque site et chaque saison. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI.*

En saison sèche, la part de Tanaïdes ingérée est plus élevée pour les individus mesurant entre 3 cm et 6 cm que pour ceux qui sont plus grands (41% et 21% respectivement). Quelles que soient les saisons, les individus les plus grands ingèrent de plus grandes proportions de végétaux que ceux qui sont plus petits (42-59% et 72-92% respectivement).

IV.2. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$

Les rapports isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ ont été mesurés sur les muscles de 25 espèces de poissons dans l'herbier côtier (saison sèche : 18 espèces ; saison humide : 11 espèces) et dans celui du large (saison sèche : 9 espèces ; saison humide 7 espèces) appartenant à 5 groupes trophiques dont 3 sont communs aux deux herbiers (carnivores, piscivores et herbivores) et 2 n'ont été collectés qu'en côtier (omnivores, planctonophages) (Figure III-32, 33, Annexe 21,22).

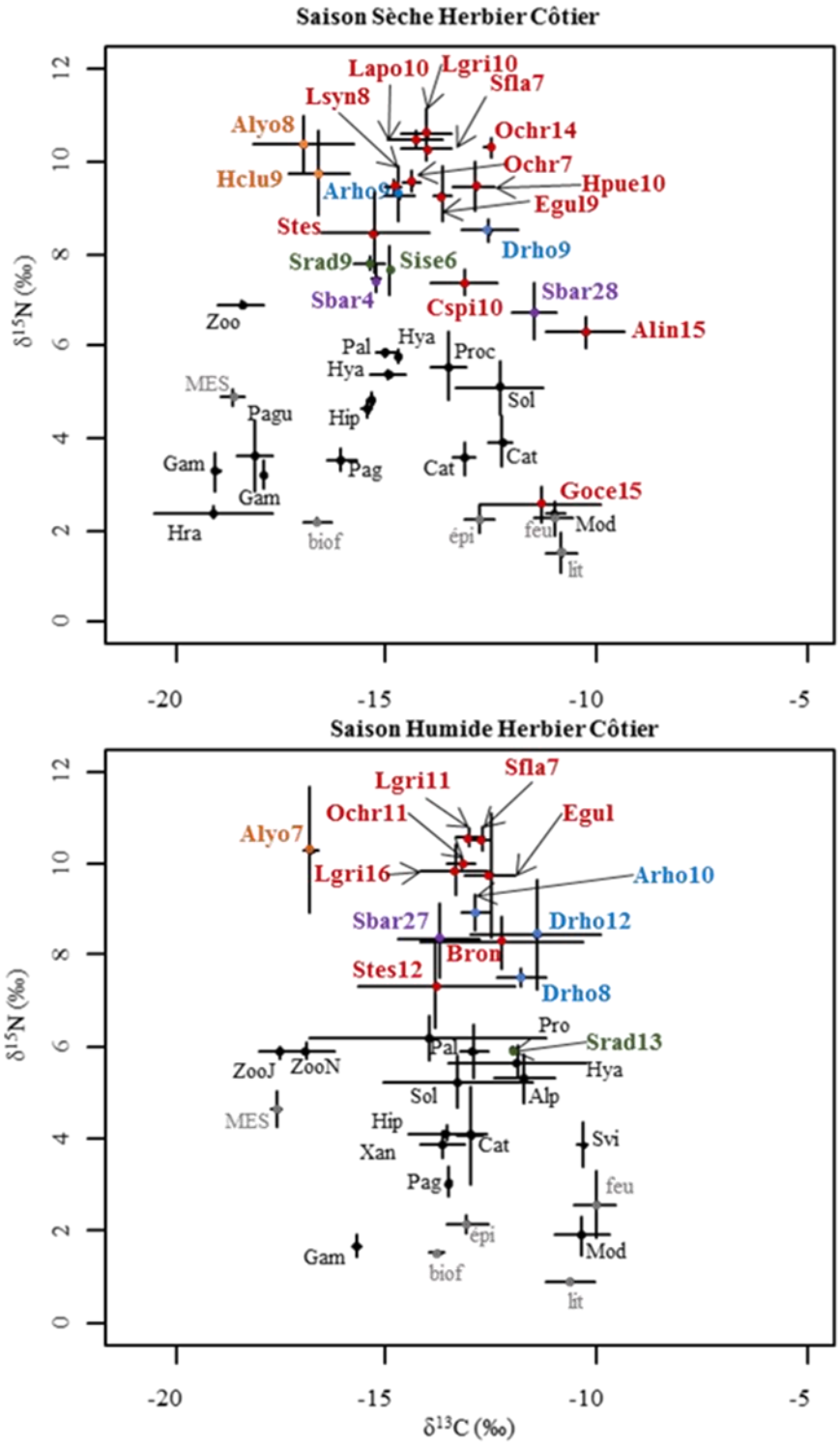


Figure III-32. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources, des consommateurs de l'épifaune vagile et des poissons échantillonnés dans l'herbier côtier, en saison sèche et en saison humide. *En gris : les sources, en noir : les Invertébrés, en rouge : les CI, en bleu : les omnivores, en orange : les planctonophages, en violet : les piscivores, en vert : les herbivores. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3, celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7 et celles des poissons dans l'Annexe 20 et 21. Le chiffre suivant le nom de l'espèce du poisson représente la longueur totale moyenne en cm des individus analysés. J : Jour, N : Nuit.*

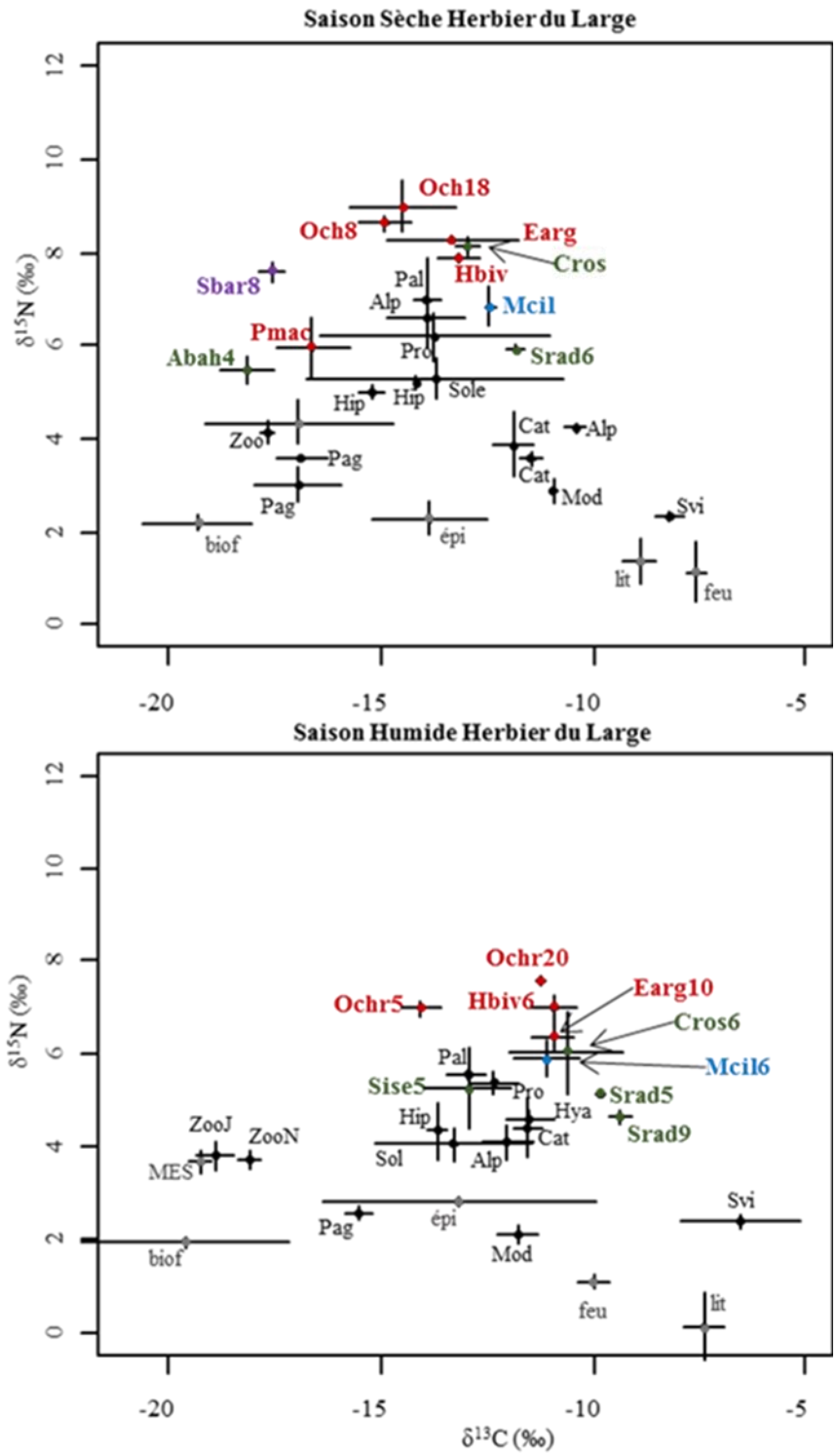


Figure III-33. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources, des consommateurs de l'épifaune vagile et des poissons échantillonnés dans l'herbier du large, en saison sèche et en saison humide. *En gris : les sources, en noir : les Invertébrés, en rouge : les CI, en bleu : les omnivores, en orange : les planctonophages, en violet : les piscivores, en vert : les herbivores. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3, celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7 et celles des poissons dans l'Annexe 20 et 21. Le chiffre suivant le nom de l'espèce du poisson représente la longueur totale moyenne en cm des individus analysés. J : Jour, N : Nuit.*

Les espèces de poissons présentent une large étendue de signatures isotopiques en $\delta^{13}C$, avec des moyennes comprises entre -16,9±1,2‰ et -10,3±0,9‰ dans l'herbier côtier et entre -18,1±0,6‰ et -9,4±0,3‰ dans celui du large. Les valeurs en $\delta^{13}C$ des poissons collectés en saison sèche ne montrent pas de différences significatives entre les herbiers (MW, p=0,5). En saison humide, les poissons de l'herbier côtier sont plus appauvries en $\delta^{13}C$ (moyenne : -13,0±1,6‰) que ceux du large (moyenne : -11,2±1,5‰) (MW, p<0,001). Quels que soient les herbiers, il existe des différences significatives des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ selon les saisons (MW, p<0,001). Les valeurs moyennes en $\delta^{13}C$ sont plus appauvries en saison sèche qu'en saison humide dans l'herbier côtier (-13,9±1,8‰ et -13,1±1,5‰ respectivement), mais surtout dans celui du large (-14,5±2,2‰ et -11,2±1,5‰ respectivement).

Les poissons présentent une large étendue de signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ avec des valeurs moyennes comprises entre 2,6±0,4‰ et 10,7±0,5‰ dans l'herbier côtier et entre 4,6±0,2‰ et 9,0±0,6‰ dans celui du large. Pour chaque site, les différences des signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ sont significatives selon les groupes trophiques (KW, p<0,001). Dans l'herbier côtier, les valeurs en $\delta^{15}N$ des planctonophages (10,1±0,9‰) sont plus élevées que celles des omnivores (8,5±0,8‰), des herbivores (7,5±0,7‰) et des piscivores (7,5±0,9‰) tandis que celles des carnivores (9,0±2,0‰) sont variables selon les espèces. Dans l'herbier du large, les valeurs en $\delta^{15}N$ des carnivores (7,5±1,0‰) et des piscivores (7,6±0,2‰) sont plus élevées que celles des herbivores (5,8±1,1‰) tandis que celles des omnivores (6,4±0,6‰) ne diffèrent pas significativement de ces groupes trophiques.

Les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et en $\delta^{15}N$ des carnivores présentent des différences significatives selon les sites et les saisons (KW, p<0,001). En saison humide, les valeurs de $\delta^{13}C$ sont plus appauvries dans l'herbier côtier (-13,0±1,0‰) que dans celui du large (-11,8±1,4‰) (MW, p<0,02). Dans l'herbier du large, les valeurs de $\delta^{13}C$ sont plus enrichies en saison humide (-11,8±1,4‰) qu'en saison sèche (-14,5±1,6‰) (MW, p<0,001) tandis que les valeurs en $\delta^{15}N$ sont plus élevées en saison sèche (8,0±1,2‰) qu'en saison humide (7,0±0,5‰) (MW, p=0,004). Les carnivores sont plus enrichis en $\delta^{15}N$ dans l'herbier côtier (9,0±2,0‰) que dans celui du large (7,5±1,0‰) (MW, p<0,001).

Les différences des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et en $\delta^{15}N$ sont significatives entre les espèces de carnivores (KW, p<0,001). En saison sèche dans l'herbier côtier, *Achirus lineatus* est l'espèce carnivore la plus enrichie en $\delta^{13}C$ (-10,3±0,9‰) tandis que *Sphoeroides testudineus* est la plus appauvrie en $\delta^{13}C$ (-15,3±1,3‰). Les valeurs en $\delta^{13}C$ des autres espèces de carnivores sont de -13,5±1,1‰ en moyenne. *Gobionellus oceanicus* montre des valeurs en $\delta^{15}N$ très appauvries (2,6±0,4‰) par rapport à celles d'*Achirus lineatus*, de *Citharichthys spilopterus* et

de *Sphoeroides testudineus* (6,3±0,3‰, 7,4±0,3‰ et 8,5±0,9‰ respectivement) d'une part et de *Eucinostomus gula* et *Lutjanus griseus* d'autre part (9,3±0,6‰ et 10,6±0,5‰ respectivement). En saison humide dans l'herbier côtier, la moyenne des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ est de -13,0±1,4‰. Les valeurs en $\delta^{15}N$ de *Sphoeroides testudineus* et *Bairdiella ronchus* sont plus appauvries que celles des autres espèces (7,8±0,9‰ et 10,1±0,7‰ respectivement). En saison sèche dans l'herbier du large, la valeur en $\delta^{13}C$ de *Pseudupeneus maculatus* est la plus appauvrie (-14,0±1,6‰) tandis que celle des autres espèces est en moyenne de -14,0±1,2‰. La valeur en $\delta^{15}N$ de *Pseudupeneus maculatus* est la plus faible (7,8±1,1‰), celle d'*Ocyurus chrysurus* est la plus forte (8,8±0,4‰) et celle des autres espèces est en moyenne de 8,1±0,2‰. En saison humide dans l'herbier du large, les individus d'*Ocyurus chrysurus* dont la taille est de 4,7±0,3cm sont plus appauvris en $\delta^{13}C$ (-14,1±0,4‰) que les autres individus carnivores (-11,0±0,4‰). Les individus d'*Ocyurus chrysurus* de grande taille (20,4±0,6cm) sont plus enrichis en $\delta^{15}N$ (7,6±0,1‰) que les autres individus carnivores (6,8±0,4‰).

Il existe une différence significative des signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ d'*Ocyurus chrysurus* selon les sites (MW, $p<0,001$) avec des valeurs plus élevées dans l'herbier côtier (-10,0±0,4‰) que dans celui du large (-8,1±0,9‰). En saison sèche dans l'herbier côtier, les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et en $\delta^{15}N$ sont plus appauvries pour les individus d'*Ocyurus chrysurus* lorsqu'ils sont petits (LT=7,0±1,1cm, $\delta^{13}C$=-14,4±0,2‰, $\delta^{15}N$=9,6±0,2‰) que lorsqu'ils sont plus grands (LT=13,7±0,6cm, $\delta^{13}C$=-12,5±0,14‰, $\delta^{15}N$=10,3±0,2‰). Ceci est aussi vrai dans l'herbier du large en saison humide, en particulier pour les valeurs en $\delta^{13}C$, concernant les individus d'*Ocyurus chrysurus* de petite taille (LT=4,7±0,4, $\delta^{13}C$=-14,1±0,5‰, $\delta^{15}N$=7,0±0,2‰) par rapport à ceux de qui sont plus grands (LT=20,4±0,6, $\delta^{13}C$=-11,2±0,1‰, $\delta^{15}N$=7,6±0,1‰) tandis que ce n'est pas le cas en saison sèche dans l'herbier du large.

Les planctonophages, collectés en herbier côtier, sont plus appauvris en $\delta^{13}C$ (-16,8±0,7‰) que les autres groupes trophiques (-13,2±0,72‰) (KW, $p<0,001$). En saison sèche, les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et en $\delta^{15}N$ des espèces *Harengula clupeola* et *Anchoa lyolepis* ne sont pas significativement différentes (MW, $p>0,05$). Il est à noter que les valeurs isotopiques en $\delta^{15}N$ du zooplancton, significativement différentes selon les sites (MW, $p<0,001$), sont plus élevées dans l'herbier côtier que dans celui du large (6,2±0,5‰ et 3,9±0,3‰).

En saison sèche dans l'herbier côtier, les individus appartenant à l'espèce *Sphyraena barracuda* sont plus enrichis en $\delta^{13}C$ lorsqu'ils sont grands (LT : 27,7±2,8cm et $\delta^{13}C$: -

11,5±0,5‰) que lorsqu'ils sont plus petits (LT: 4,4±0,4cm et $\delta^{13}C$: -15,3±0,1‰). Dans l'herbier côtier, des individus de même taille (Ss : 27,7±2,8cm et Sh : 26,8±3,3cm) sont plus enrichies en $\delta^{13}C$ et plus appauvries en $\delta^{15}N$ en saison sèche ($\delta^{13}C$: -11,5±0,5‰ et $\delta^{15}N$: 6,8±0,6‰) qu'en saison humide ($\delta^{13}C$: -13,7±1,0‰ et $\delta^{15}N$: 8,3±0,8‰). En saison sèche, les valeurs isotopiques de *Sphyraena barracuda* sont plus appauvries en $\delta^{13}C$ dans l'herbier du large que dans celui du côtier (-17,6±0,3‰ et -13,4±2,1‰ respectivement).

Les espèces omnivores collectées dans l'herbier côtier présentent des différences significatives de leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ (KW, p=0,01) et en $\delta^{15}N$ (KW, p<0,001). L'espèce *Archosargus rhomboidalis* (-13,8±1,1‰) est plus appauvrie en $\delta^{13}C$ que *Diapterus rhombeus* (-11,9±1,0‰). *Archosargus rhomboidalis* présente des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ plus appauvrie en saison sèche qu'en saison humide (-14,7±0,3‰ et -12,9±0,3‰ respectivement). Collectée dans l'herbier du large, *Monacanthus ciliatus* est plus appauvrie en $\delta^{13}C$ et plus enrichie en $\delta^{15}N$ en saison sèche (-12,4±0,1‰ et 6,9±0,4‰ respectivement) qu'en saison humide (-11,1±0,8‰ et 5,9±0,4‰ respectivement).

En saison sèche dans l'herbier côtier, *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* ont des signatures isotopiques proches ($\delta^{13}C$: -15,4±0,4‰ et -14,9±0,04‰ respectivement ; $\delta^{15}N$: 7,8±0,2‰ et 7,6±0,5‰ respectivement), ce qui n'est pas le cas en saison humide dans l'herbier du large, où *Scarus iseri* est plus appauvri en $\delta^{13}C$ (-12,9±1,0‰) que *Sparisoma radians* ($\delta^{13}C$: -9,9±1,0‰). Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ de *Sparisoma radians* sont significativement différentes entre les sites (MW, p=0,006) et les saisons (MW, p=0,005) avec des valeurs plus enrichies en $\delta^{13}C$ et plus appauvries en $\delta^{15}N$ dans l'herbier du large que dans celui du côtier, mais aussi en saison humide par rapport à la saison sèche. *Acanthurus bahianus*, collecté en saison sèche dans l'herbier du large, a des valeurs en $\delta^{13}C$ plus appauvries (-18,1±0,6‰) que *Scarus iseri* et *Sparisoma radians* (-13,9±1,3‰ et -11,6±2,4‰ respectivement). Collecté dans l'herbier du large, *Cryptotomus roseus* est plus enrichi en $\delta^{15}N$ en saison sèche (8,1±0,2‰) qu'en saison humide (6,0±0,9‰).

La structure trophique des communautés de poissons a été calculée à l'aide des indices de Layman (Layman *et al*., 2007) pour chaque site et chaque saison en utilisant une approche Bayésienne (Jackson *et al.*, 2011) (Tableau III-21).

Tableau III-21 : Métriques isotopiques de Layman (moyenne (1er quartile-3ème quartile)) calculées sur les communautés de poissons en utilisant une approche bayésienne dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide.

Métriques isotopiques	Ss Co	Ss La	Sh Co	Sh La
Etendue $\delta^{13}C$ (CR) (‰)	7,2 (6,5-7,7)	6,7 (6,1-7,1)	6,2 (5,2-6,5)	3,8 (3,2-4,1)
Etendue $\delta^{15}N$ (NR) (‰)	8,6 (8,1-9,0)	3,7 (3,3-4,1)	5,6 (4,3-6,1)	2,8 (2,4-3,0)
Ellipse standard de l'espace isotopique (SEA) (‰²)	9,5 (8,6-10,2)	8,4 (7,3-9,3)	6,4 (5,6-7,0)	4,5 (3,8-5,0)
Distance moyenne au centroïde (CD) (‰)	2,2 (2,1-2,3)	2,4 (2,3-2,6)	1,9 (1,7-2,0)	1,4 (1,2-1,5)
Distance moyenne au plus proche voisin (MNDD) (‰)	1,0 (0,9-1,1)	1,2 (1,0-1,3)	1,2 (1,0-1,3)	1,0 (0,9-1,2)
Ecart-type (SDNDD) (‰)	1,0 (0,9-1,1)	0,7 (0,5-0,8)	1,1 (0,8-1,1)	0,6 (0,5-0,7)

Co : côtier ; La : large ; Ss : saison sèche ; Sh : saison humide.

Les valeurs de l'étendue des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ (CR) comprises entre 3,8 et 7,2 présentent des différences significatives en saison humide selon les sites (95% des cas) avec des valeurs plus élevées dans l'herbier côtier que dans celui du large et dans l'herbier du large selon les saisons (99% des cas) avec des valeurs plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Les valeurs de l'étendue en $\delta^{15}N$ (NR), comprises entre 2,8‰ et 8,6‰, montrent des différences significatives entre les sites que ce soit en saison sèche (99,8% des cas) ou en saison humide (97% des cas) avec des valeurs plus élevées dans l'herbier côtier que dans celui du large. Les différences des valeurs de NR sont significatives dans l'herbier côtier selon les saisons (95% des cas) avec des valeurs plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Les valeurs de l'aire de l'ellipse standard de l'espace isotopique (SEA), comprises entre 4,5 et 9,5 diffèrent significativement selon les saisons que ce soit dans l'herbier côtier (98% des cas) ou dans celui du large (99%) avec des valeurs plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Il existe des différences significatives de la distance moyenne au centroïde (CD) selon les saisons dans l'herbier du large (99,6% des cas) avec des valeurs plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. Les valeurs de la distance moyenne au plus proche voisin (MNND), comprises entre 1,0 et 1,2, et celles de l'écart-type de la distance moyenne au plus proche voisin (SDNND), comprises entre 0,6 et 1,1, ne montrent pas de différences significatives selon sites ou les saisons.

IV.3. Composition en acides gras des poissons

Un total de 42 acides gras a été identifié dans les tissus des poissons (Annexes 23-25). Des différences significatives existent entre chaque groupe trophique prédéterminé (ANOSIM, R=0,7, *p*=0,001). Les dissimilarités entre chaque groupe trophique, comprises entre 18% et 29% (SIMPER), sont principalement dues à 10 acides gras qui représentent entre 71% et 87% du total. Les proportions relatives de ces acides gras ont été représentées sur la Figure III-34 (sauf le 16:0 et le 18:0, qui n'apportent pas d'informations supplémentaires).

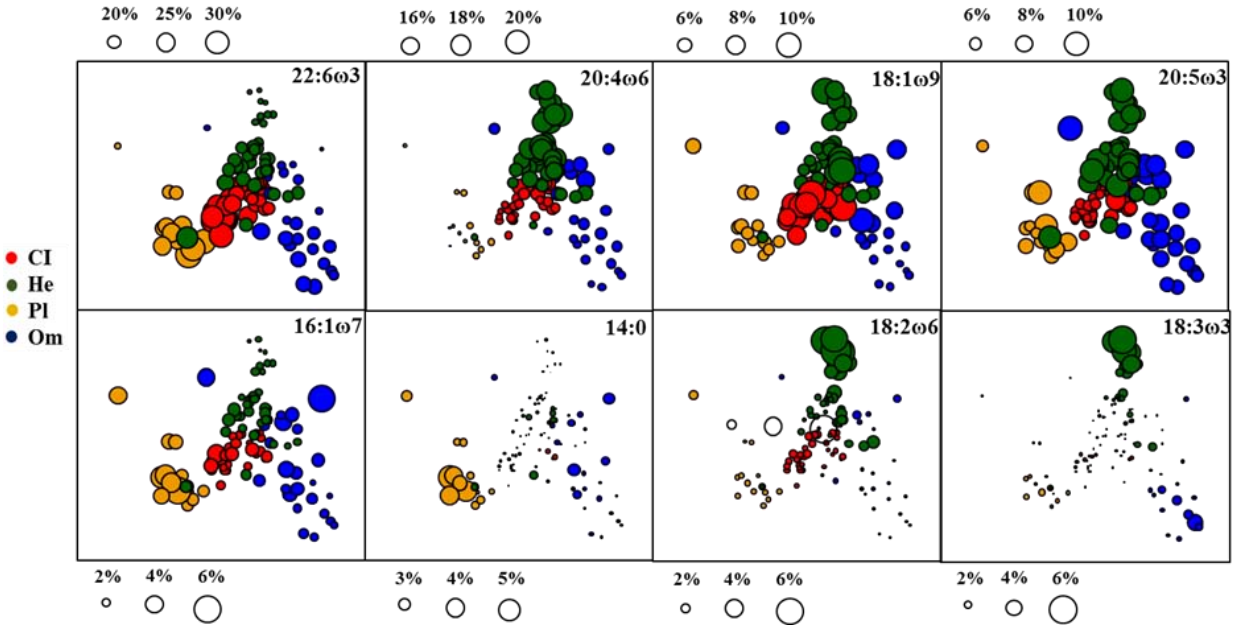


Figure III-34 : N-MDS (non metric multidimensionnal scaling, « cadrage multidimensionnel non métrique ») (stress=0,13) de la contribution relative des principaux acides gras (% acides gras totaux) des carnivores de premier ordre (CI), des omnivores (Om), des herbivores (He) et des planctonophages (Pl).

Les proportions relatives de ces acides gras sont significativement différentes selon les groupes trophiques (KW, *p*<0,001) (Tableau III-22, 23).

Tableau III-22 : Contributions relatives des principaux acides gras (% AG totaux) (moyenne ± écart-type) selon les groupes trophiques (GT). Les lettres en exposant sont les résultats de l'analyse par paire LSD.test.

Groupe trophique	22:6ω3	20:4ω6	18:1ω9	20:5ω3	16:1ω7	14:0	18:2ω6	18:3ω3
Carnivore I	22,6±4,3^{a}	8,5±2,3^{b}	8,5±1,3^{a}	5,6±1,2^{b}	2,2±0,6^{b}	0,4±0,3^{c}	1,4±0,3^{a}	0,5±0,2^{b}
Herbivore	14,3±4,2^{b}	14,6±3,4^{a}	6,5±1,9^{b}	7,7±1,6^{a}	1,8±0,5^{c}	0,6±0,4^{c}	2,2±1,6^{a}	1,4±1,5^{a}
Omnivore	14,2±3,8^{b}	8,9±2,4^{b}	5,6±2,3^{b}	7,4±1,4^{a}	2,5±1,0^{b}	1,1±0,6^{b}	0,9±0,3^{b}	0,9±0,8^{ab}
Planctonophage	22,9±6,4^{a}	4,2±1,3^{c}	5,3±0,6^{b}	7,1±1,8^{a}	3,4±1,0^{a}	2,6±1,3^{a}	1,2±0,3^{a}	0,8±0,3^{ab}

Tableau III-23. Contributions relatives de la somme des acides gras (% AG totaux) (moyenne ± écart-type), des rapports ω9/ω6, ω6/ω3 et acides gras polyinsaturés sur acides gras saturés (AGPI/AGS) selon les groupes trophiques (GT). Les lettres en exposant sont les résultats de l'analyse par paire LSD.test.

Groupe trophique	Σ (%)	ω9/ω6	ω6/ω3	AGP/AGS
Carnivore I	**83,7±2,4**	**0,7±0,2^{a}**	**0,5±0,1^{b}**	**1,2±0,2^{a}**
Herbivore	**83,1±3,2**	**0,3±0,1^{b}**	**0,9±0,3^{a}**	**1,3±0,1^{a}**
Omnivore	**70,9±6,3**	**0,9±0,3^{a}**	**0,6±0,2^{b}**	**1,0±0,2^{b}**
Planctonophage	**87,4±1,5**	**0,8±0,3^{a}**	**0,3±0,1^{c}**	**0,9±0,3^{b}**

Les carnivores présentent les plus fortes contributions en 22:6ω3 (23%) et en 18:1ω9 (9%) et la plus faible contribution en 20:5ω3 (6%). La composition en acides gras des planctonophages est caractérisée par de plus fortes proportions en 22:6ω3 (23%), en 20:5ω3 (7%), en 16:1ω7 (3%) et en 14:0 (3%) et une plus faible proportion en 20:4ω6 (4%). La dissimilarité moyenne (analyse SIMPER) entre la composition en acides gras des omnivores et des CI (21%), des omnivores et des herbivores (22%) est plus faible que celle existant entre les omnivores et les planctonophages (29%). Ils sont ainsi constitués d'une faible part de 22:6ω3 (14%) et de proportions quasi équivalentes en 20:4ω6 (9%), en 18:1ω9 (6%) et en 20:5ω3 (7%) et ont la particularité de présenter de plus fortes proportions en 15:0 (5%), en 17:0 (3%), en 20:1ω9 (3%) et en 17:1ω9 (3%). La composition des herbivores est caractérisée par de plus fortes proportions relatives en 20:4ω6 (15%), en 18:2ω6 (2%) et en 18:3ω3 (1%) bien que les parts de ces deux derniers acides gras ne soient pas significativement différents des autres groupes trophiques. De plus, les herbivores ont un rapport ω9/ω6 plus faible que les autres groupes trophiques (0,3 et 0,7-0,9 respectivement) et un rapport ω6/ω3 plus élevé (0,9 et 0,3-0,6 respectivement). Par ailleurs le rapport AGPI/AGS est plus élevé pour les carnivores et les herbivores que pour les omnivores et les planctonophages.

Il existe des différences significatives de la composition en acides gras d'*Ocyurus chrysurus* selon les sites (R=0,3, p=0,001) avec une plus forte contribution du 22:6ω3 (25±3% vs 20±4%) et de plus faibles contributions du 20:5ω3 (5±1% et 7±1%), du 20:1ω9 (0±0% et 1±1%) et du 17:0 (1±0% et 2±0%) dans l'herbier du large comparé à l'herbier côtier. Les proportions de ces acides gras sont significativement différentes selon les sites (MW, $p \leq 0{,}002$). Toujours concernant *Ocyurus chrysurus*, il existe des différences significatives des compositions en acides gras selon la longueur totale en saison sèche, dans l'herbier côtier (R=0,9, p=0,005) et dans celui du large (R=0,6, p=0,006), ce qui n'est pas le cas en saison humide dans l'herbier du large (R=1, p=0,1). En saison sèche dans l'herbier côtier, la contribution du 22:6ω3 (23±4% et 17±1%) est plus élevée tandis que celles du 20:4ω6 (6±1%

et 10±2%) et du 18:1ω9 (8±0% et 10±1%) sont plus faibles concernant les individus de petite taille (environ 7 cm) comparés à ceux de plus grande taille (environ 14 cm). Les proportions du 20:4ω6 et du 18:1ω9 sont significativement différentes selon les tailles (MW, p=0,008). En saison sèche dans l'herbier du large, les contributions du 22:6ω3 (26±4% vs 24±2%) et du 20:4ω6 (8±1% et 7±1%) sont plus élevées et celle du 18:1ω7 (3±1% vs 5±1%) est plus faible dans la composition des individus de grande taille (environ 18 cm) par rapport à ceux qui sont plus petits (environ 8 cm). Seule la proportion du 18:1ω7 est significativement différente en fonction de la longueur totale des individus (MW, p=0,008).

Collectées en saison sèche dans l'herbier côtier, les espèces de planctonophages *Harengula clupeola* et *Anchoa lyolepis* ont des compositions en acides gras significativement différentes (ANOSIM : R=0,7, p=0,008). La contribution du 22:6ω3 et du 14:0 est plus forte et celle du 20:5ω3 et du 20:4ω6 est plus faible dans la composition de *Harengula clupeola* (21±2%, 4±1%, 6±1% et 3±1% respectivement) par rapport à celle d'*Anchoa lyolepis* (16±6%, 2±0%, 8±2% et 5±1% respectivement). Seule la proportion du 14:0 est significativement différente entre les deux espèces (MW, p=0,02). La différence de la composition en acides gras d'*Anchoa lyolepis* selon les saisons est significative (ANOSIM : R=0,8, p=0,01) avec une plus forte contribution du 22:6ω3 en saison humide qu'en saison sèche (30±2% et 16±6% respectivement) (MW, p<0,02).

Collecté dans l'herbier côtier, les omnivores montrent des différences de composition en acides gras significatives entre les espèces (ANOSIM : R=0,6, p=0,001). *Diapterus rhombeus* présente de plus fortes proportions en 22:6ω3 (15±3%), en 15:0 (6±2%), en 20:1ω9 (4±1%), en 17:1ω9 (4±1%) et en 17:0 (4±1%) comparées à celles d'*Archosargus rhomboidalis* (12±4%, 2±1%, 2±1%, 2±1%, 2±1%) tandis que l'inverse est observé pour ce qui concerne les acides gras 18:1ω9 (4±1% vs 8±1%), 20:4ω6 (8±1% vs 11±2%), 20:5ω3 (7±1% vs 8±1%), 16:1ω7 (2±1% vs 3±1%). Les proportions de ces acides gras sont significativement différentes selon les espèces (MW, p<0,5). La composition en acides gras des omnivores diffère significativement selon les saisons (R=0,1, p=0,02) avec une plus forte contribution du 22:6ω3 en saison humide qu'en saison sèche (16±3% et 12±4% respectivement) (MW, p=0,02). Il n'existe pas de différences significatives de la composition en acides gras selon les saisons concernant chacune des espèces (ANOSIM, R=0,2, p=0,1) et selon la longueur totale, pour l'espèce *Diapterus rhombeus* collecté en saison humide (R=0,2, p=0,05).

Globalement, les espèces d'herbivores ont des compositions en acides gras significativement différentes (R=0,3, p=0,001). Bien que ces différences de composition soient significatives entre *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* (R=0,4, p=0,002) et entre *Scarus iseri* et

Cryptotomus roseus (R=0,5, *p*=0,001), elles ne le sont pas entre *Sparisoma radians* et *Cryptotomus roseus* (R=0,01, *p*=0,1). Ainsi, la contribution du 22:6ω3 et du 20:5ω3 est plus importante dans la composition de *Scarus iseri* (18±4% et 9±1% respectivement) comparée à celle de *Cryptotomus roseus* (15±1% et 7±1% respectivement) et de *Sparisoma radians* (12±4% et 7±1% respectivement) tandis que l'inverse est observé concernant le 20:4ω6 (11±3%, 16±2% et 16±3%) et le 18:1ω9 (5±0%, 8±3% et 7±1%). Les proportions relatives de ces acides gras présentent en effet des différences significatives selon les espèces (KW, *p*<0,05). La contribution du 18:2ω6 est plus élevée chez *Sparisoma radians* que chez *Scarus iseri* et *Cryptotomus roseus* (3±2%, 1±0% et 2±1% respectivement) tandis que celle du 18:3ω3 est plus élevée chez *Sparisoma radians* (2±2%) et chez *Cryptotomus roseus* (1±0%) que chez *Scarus iseri* (0±0%) (KW, *p*<0,05). Les compositions en acides gras de *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* ne sont pas significativement différentes en saison sèche dans l'herbier côtier (ANOSIM, R=0,3, *p*=0,6) alors qu'elles le sont en saison humide dans l'herbier du large (ANOSIM, R=0,8, *p*=0,001). Dans ce dernier cas, les contributions des acides gras 22:6ω3 et 20:5ω3 sont plus fortes dans la composition de *Scarus iseri* (18±2% et 9±1% respectivement) que dans celle de *Sparisoma radians* (13±3% et 7±2%) alors que l'inverse est observé concernant le 20:4ω6 (12±2% et 18±1% respectivement) et le 18:3ω3 (0±0% et 2±1%). Les différences dans les proportions de ces acides gras sont significatives selon les espèces (MW, *p*<0,05).

Les différences dans la composition en acides gras de *Sparisoma radians*, collecté en saison sèche, sont significatives selon les sites (R=1, *p*=0,02) avec une plus forte contribution du 22:6ω3 (16±2% vs 7±1%), du 18:1ω7 (6±2% et 4±0%), du 20:1ω9 (2±1% et 0±0%) et du 17:1ω9 (2±1% et 0±0%), et une plus faible contribution du 20:4ω6 (11±0% et 15±2%), du 18:2ω6 (2±1% vs 6±1%), du 18:3ω3 (1±1% vs 5±1%), du 18:1ω9 (5±1% vs 8±1%) dans l'herbier côtier par rapport à celui du large. Les différences dans les proportions de ces acides gras sont significatives selon les sites (MW, *p*<0,05). Il existe des différences significatives de la composition en acides gras de *Sparisoma radians* selon les saisons dans l'herbier du large (individus de 5-6 cm) (ANOSIM, R=1,0, *p*=0,007) ce qui n'est pas le cas dans l'herbier côtier (individus de 9 et 13 cm) (ANOSIM, R=0,1, *p*=0,5). Dans l'herbier du large, les contributions du 22:6ω3 (15±1% vs 7±1%) et du 20:4ω6 (18±1% vs 15±2%) sont plus élevées tandis que celles du 18:2ω6 (1±0% vs 6±1%), du 18:3ω3 (1±0% vs 5±1%), du 20:5ω3 (6±1% et 9±1%), du 18:1ω9 (6±0% et 8±1%) sont plus faibles dans la composition de *Sparisoma radians* collectés en saison humide par rapport à ceux récoltés pendant la saison sèche. Les différences dans les proportions de ces acides gras sont significatives selon les saisons (MW, *p*<0,05). Collecté dans l'herbier du large, *Cryptotomus roseus* présente une composition en acides gras

significativement différente selon les saisons (R=1,0, *p*=0,005) avec une plus forte contribution du 20:4ω6 (17±2% vs 14±1%), du 22:6ω3 (16±1% et 14±1%), du 18:1ω7 (5±1% et 3±0%) et une plus faible contribution du 18:1ω9 (5±0% vs 10±0%) et du 18:2ω6 (1±0% vs 2±0%) en saison humide par rapport à la saison sèche. Seule les trois derniers acides gras présentent des différences significatives selon les saisons (MW, *p*<0,05). Il existe des différences significatives dans la composition de *Sparisoma radians*, collectée dans l'herbier du large en saison humide, selon la longueur totale (ANOSIM : R=0,9, *p*=0,01). Les individus de petite taille (environ 5 cm) présentent une plus grande part de 22:6ω3 (15±1% vs 10±2%) et une plus faible part de 20:5ω3 (6±1% vs 8±1%), de 18:2ω6 (1±0% vs 3±0%), de 18:3ω3 (1±0% et 2±0%) et de 18:1ω9 (6±0% vs 7±0%) comparés à ceux qui sont de plus grande taille (environ 9 cm). Les différences dans les proportions de ces acides gras sont significatives selon les longueurs totales (MW, *p*<0,05).

IV.4. Composition en acides gras du zooplancton

La composition en acides gras du zooplancton est résumée dans l'annexe 26. Les concentrations en acides gras totaux du zooplancton sont significativement différentes selon les sites, les saisons et les périodes du jour et de la nuit (KW, *p*<0001). Dans l'herbier côtier, les concentrations en acides gras du zooplancton sont significativement différentes entre les saisons (MW, *p*=0,002) avec des valeurs plus élevées en saison humide qu'en saison sèche (84±109mg.g^{-1} et 27±16mg.g^{-1} respectivement). Dans celui du large, les concentrations en acides gras totaux du zooplancton sont significativement différentes entre le jour et la nuit (MW, *p*<0,001) avec des valeurs plus élevées la nuit que le jour (76±59mg.g^{-1} et 14±10mg.g^{-1} respectivement). Il existe des différences significatives du rapport AGPI/AGS entre les saisons dans l'herbier du large (MW, *p*<0,001), avec des valeurs plus élevées en saison humide (1,1±0,2 et 0,6±0,2 respectivement), entre les sites en saison sèche (MW, *p*=0,001), avec des valeurs plus élevées dans l'herbier côtier (0,9±0,2 et 0,6±0,2 respectivement), entre le jour et la nuit en saison sèche dans l'herbier du large (MW, *p*=0,03), avec des valeurs plus élevées la nuit (0,7±0,1 et 0,4±0,1 respectivement), et enfin en saison humide au large (*p*=0,008), avec des valeurs plus élevées le jour (1,3±0,2 et 1,0±0,1 respectivement).

La composition en acides gras du zooplancton présente des différences significatives selon les sites, les saisons et entre le jour et la nuit (ANOSIM à trois facteurs, R=0,796, *p*=0,001). Les acides gras dont les proportions montrent des différences significatives sont représentés sur la Figure III-35.

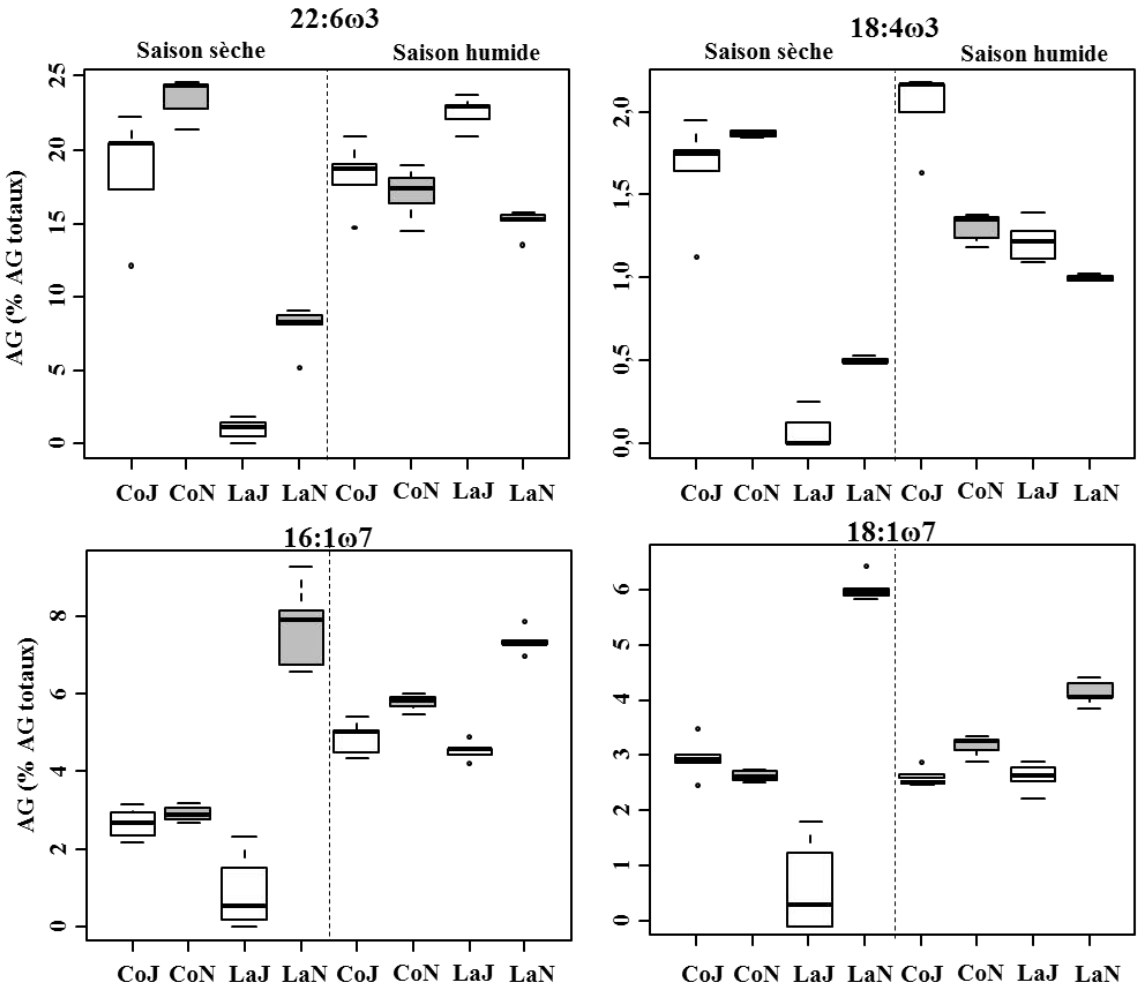


Figure III-35. Contributions relatives des principaux acides gras (% acides gras totaux) caractérisant les différences de composition du zooplancton en fonction des sites, des saisons et des périodes jour/nuit. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large, J : Jour, N : Nuit.*

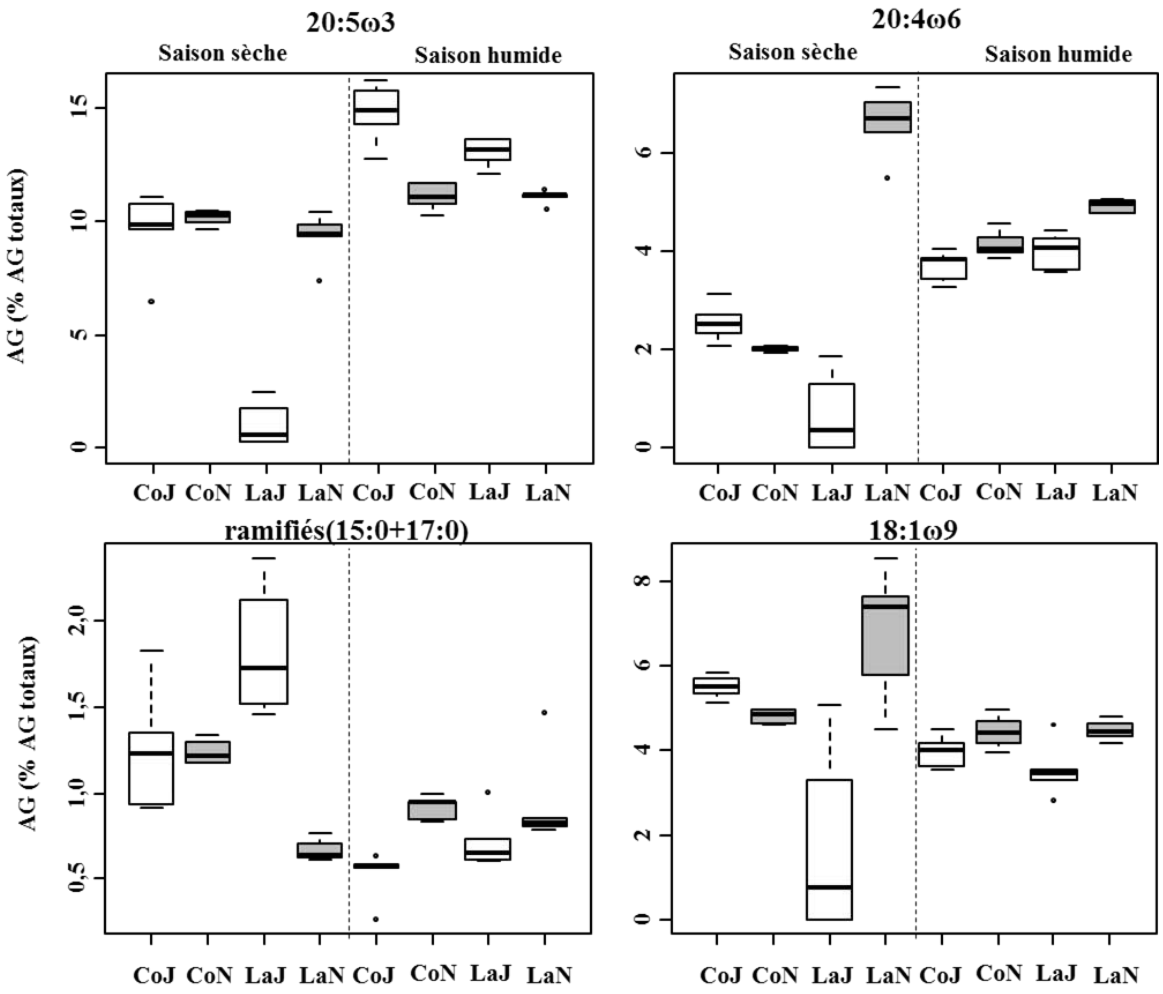


Figure III-27 (Suite). Contributions relatives des principaux acides gras (% acides gras totaux) caractérisant les différences de composition du zooplancton en fonction des sites, des saisons et des périodes jour/nuit. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large, J : Jour, N : Nuit.*

En saison sèche, les proportions des acides gras 22:6ω3 (p<0,001), 18:4ω3 (p<0,001) et 20:5ω3 (p=0,02) sont significativement différentes entres les sites avec des valeurs plus élevées dans l'herbier côtier. Cela est aussi vrai en saison humide concernant le 18:4ω3 (p<0,001). En saison humide, il existe une différence significative en 20:4ω6 (p=0,03) entre les sites avec des valeurs plus élevées au large.

Les proportions relatives de certains acides gras présentent des différences significatives selon les saisons avec des valeurs plus élevées en saison humide. Tel est le cas du 22:6ω3 et du 18:4ω3 dans l'herbier du large (p<0,001), du 20:4ω6 (p<0,001) et du 16:1ω7 (p<0,001) dans l'herbier côtier et du 20:5ω3 (p<0,001). D'autres ont des valeurs plus élevées en saison sèche. Tel est le cas du 22:6ω3 (p=0,04) et du 18:1ω9 (p<0,05) dans l'herbier côtier, ainsi que des acides gras ramifiés (15:0+17:0) (p=0,004) quels que soient les sites.

Certains acides gras présentent des proportions relatives significativement différentes entre le jour et la nuit. Tel est le cas des acides gras 22:6ω3 (p<0,05) en saison sèche, 18:4ω3 (p=0,02), 20:5ω3 (p=0,02), 20:4ω6 (p=0,02), 18:1ω7 (p=0,02), 18:1ω9 (p=0,04) en saison sèche au large ainsi que des acides gras 20:4ω6 (p=0,004), 18:1ω7 (p<0,001), ramifiés (15:0+17:0) (p=0,001), 18:1ω9 (p=0,007) en saison humide et enfin le 16:1ω7 (p<0,001). Les proportions de ces acides gras sont plus élevées la nuit. Les proportions des acides gras 22:6ω3 (p=0,008) en saison humide au large, 18:4ω3 (p=0,01) et 20:5ω3 (p<0,001) en saison humide, 20:4ω6 en saison sèche en côtier (p=0,03) et les ramifiés (15:0+17:0) en saison sèche au large (p=0,02) présentent des différences significatives entre les périodes jour et nuit et ont des valeurs plus élevées le jour.

CHAPITRE 4 :

DISCUSSION

I. RELATION ENTRE LA STRUCTURE DES COMMUNAUTES DE L'EPIFAUNE VAGILE ET LA COMPLEXITE DE L'HERBIER

I.1. Complexité structurale des herbiers à *Thalassia testudinum*

I.1.1. Longueur des feuilles et densité des plants

L'herbier côtier a de longues feuilles et est peu dense alors que celui du large est dense avec des feuilles courtes. Ces différences morphologiques ont déjà été observées dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin (Aliaume *et al*., 1993 ; Chauvaud, 1997 ; Blanc *et al*., 2001 ; Lacas *et al.*, 2010). Dans cette baie, la longueur des feuilles des herbiers est corrélée négativement avec l'agitation de l'eau (Aliaume *et al*., 1990). Les feuilles plus courtes de l'herbier du large peuvent donc s'expliquer par le mode hydrodynamique agité des eaux environnantes (Lacas *et al*., 2010). Les différences non significatives de la biomasse foliaire entre les deux herbiers suggèrent que la faible longueur des feuilles de l'herbier du large est compensée par la plus forte densité des plants (Lacas *et al*., 2010). En effet, la biomasse foliaire est une résultante de la densité des plants et de la longueur des feuilles (Aliaume *et al*., 1990). De plus, une corrélation inverse entre la longueur des feuilles et la densité des plants a déjà été montrée dans les herbiers de *Zostera marina* (Attrill *et al*., 2000).

La longueur des feuilles et leurs abondances à travers la densité des plants fournissent des surfaces disponibles pour être colonisées par des organismes épiphytes (Orth *et al*., 1984; Stoner et Lewis, 1985). De plus, la largeur des feuilles de *Thalassia testudinum* (environ 1 cm) plus importante que celle des feuilles d'autres espèces telles que *Syringodium filiforme*, empêche la lumière de pénétrer jusqu'à la litière de l'herbier, permettant ainsi aux Invertébrés de s'y abriter (Orth *et al*., 1984). La longueur des feuilles et la densité des plants contribuent à l'hétérogénéité de l'herbier (Orth *et al*., 1984 ; Boström et Mattila, 1999). Ces variables ont déjà été utilisées pour expliquer la distribution des communautés de l'épifaune vagile (Bologna et Heck, 2002). Cependant, la hauteur de la canopée a des effets plus importants que la densité des plants dans la structuration de la faune (Connolly et Butler, 1996). Ainsi, la plus grande valeur de refuge de l'herbier côtier par rapport à celui du large lui a été attribuée grâce à ces longues feuilles (Aliaume *et al*., 1990).

I.1.2. Biomasse foliaire

Les valeurs de la biomasse des feuilles de *Thalassia testudinum* mesurées dans cette étude, situées entre 132,2±25,2 et 317,3±51,4 g $PS.m^{-2}$, sont du même ordre de grandeur que la biomasse moyenne maximale des feuilles de cette espèce, de 519 g $PS.m^{-2}$ issue de la compilation des données obtenues sur 62 sites par Duarte et Chiscano (1999).

Des études précédentes ont montré que la diversité et (ou) l'abondance de l'épifaune vagile s'expliquait par la biomasse foliaire de l'herbier, principale mesure de la complexité des herbiers (Heck Jr et Wetstone, 1977 ; Stoner, 1980, 1983 ; Orth *et al*., 1984 ; Leber, 1985 ; Edgar *et al*., 1994 ; Connolly, 1997 ; Lee *et al*., 2001). L'approche de ces études a été de comparer les communautés de l'épifaune vagile entre des herbiers et des substrats nus, entre différentes espèces de Magnoliophytes marins, ou entre des herbiers et des algues, et non entre des herbiers constitués d'une même espèce de Magnoliophytes marins. La comparaison des deux herbiers à *Thalassia testudinum* réalisée dans cette étude montre qu'il n'y a pas de différences significatives de la biomasse foliaire entre les herbiers. De plus, la biomasse foliaire, corrélée avec la longueur des feuilles et la densité des plants dans les herbiers à *Thalassia testudinum* (Penagos *et al*., 2008) est une résultante de ces deux paramètres (Aliaume *et al*., 1990). Ainsi, des herbiers aux densités de plants et aux longueurs de feuilles différentes peuvent montrer des biomasses foliaires équivalentes comme dans le cas de cette étude, ce qui a déjà été suggéré par Attrill *et al*. (2000). La biomasse foliaire n'est donc pas une mesure valable de la complexité structurale (Attrill *et al*., 2000).

I.1.3. Production primaire des feuilles

Dans cette étude, les valeurs de productions primaires des feuilles de *Thalassia testudinum*, situées entre 2,7±0,6 et 4,5±0,6 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$, sont en accord avec la moyenne de production foliaire maximale de 5 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ résultat de la compilation de données obtenues sur 29 autres sites par Duarte et Chiscano (1999). Bien que la production primaire des feuilles ne soient pas significativement différente selon les sites d'herbiers, les valeurs moyennes montrent une tendance à être plus élevées dans l'herbier du large (saison sèche : 4,5±0,6 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ et saison humide : 3,3±0,6 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$) que dans l'herbier côtier (saison sèche : 3,7±0,9 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ et saison humide : 2,7±0,6 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$). Des mesures réalisées précédemment en saison sèche dans le Grand Cul-de-Sac Marin (Chauvaud, 1997 ; Lacas *et al*., 2010) confirment cette tendance. Ces auteurs ont montré que les productions primaires des feuilles étaient significativement différentes entre les sites d'herbiers et plus importantes dans celui du large. Les valeurs moyennes de Lacas *et al.*, (2010) sont ainsi de 4 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ et de 2,6 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$

(herbier du large et herbier côtier respectivement) et celles de Chauvaud (1997) sont de 3,02 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ et 1,99 g $PS.m^{-2}.j^{-1}$ (herbier du large et herbier côtier respectivement).

La plus forte agitation de l'eau au niveau de l'herbier du large implique une perte des feuilles plus importante que dans un herbier situé dans des conditions hydrodynamiques calmes (Lacas *et al.*, 2010). Une plus forte production primaire des feuilles dans l'herbier du large par rapport à celui du côtier et des biomasses équivalentes entre les deux herbiers suggèrent que la productivité est plus importante et le taux de renouvellement des feuilles plus élevé dans l'herbier du large que dans celui du côtier (Lacas *et al*., 2010). Ainsi, la chute plus importante des feuilles sénescentes de l'herbier du large, causée par l'agitation de l'eau, implique un renouvellement plus rapide des feuilles soutenu par une production primaire plus importante (Lacas *et al*., 2010).

I.1.4. Biomasse de la litière de feuilles mortes

Bien que la biomasse foliaire soit identique entre les deux herbiers, la biomasse de la litière de feuilles mortes est plus importante dans l'herbier côtier que dans celui du large. Le mode hydrodynamique agité au niveau de l'herbier du large favorise l'exportation des feuilles mortes en dehors de l'herbier d'origine. En effet, l'accumulation de détritus sur le sédiment dépend du degré d'exposition à la houle et au courant (Fry et Virnstein, 1988 ; Koch *et al*., 2006 ; Mateo *et al*., 2006). Une fois détachées de leur faisceau par abscission, les feuilles sénescentes flottent quelques temps au grès des courants, avant de se déposer sur le sédiment (Cebrian et Duarte, 2001 ; Mateo *et al*., 2006).

Plus la fragmentation des feuilles mortes et leur état de décomposition est avancé, plus la complexité structurale est importante (Gallmetzer *et al*., 2005). Le mode hydrodynamique calme au niveau de l'herbier côtier favorise l'accumulation des feuilles mortes sur le sédiment et leur décomposition dans des conditions stables sans perturbation liée à l'exportation des petits fragments (Gallmetzer *et al*., 2005). La perte de particules au niveau de la litière en lien avec l'agitation de l'eau, plus importante dans l'herbier du large que dans celui du côtier, a déjà été mise en évidence. Ainsi, l'étude de Lacas *et al*. (2010) a montré qu'au bout de deux semaines, le poids de la matière sèche de la litière de l'herbier du large diminuait plus rapidement que dans l'herbier côtier, ce qui n'a pas pu être mis en lien avec l'abondance totale de la faune présente. La litière d'un herbier située dans des eaux calmes est caractérisée par les détritus les plus vieux, pauvres en oxygène, dans les couches inférieures et les détritus récents, plus riches en oxygène, dans les couches supérieures où vivent la plupart des organismes (Gallmetzer *et al*., 2005). L'habitat présente ainsi une certaine diversité géométrique et

chimique (Gallmetzer *et al*., 2005). Donc, la litière de feuilles mortes participe à la plus forte complexité structurale de l'herbier côtier par rapport à celui du large.

I.1.5. Charge et composition des épiphytes

Dans cette étude, la charge en épiphytes présente sur les feuilles d'un faisceau de plant de *Thalassia testudinum* est située entre 3,6±1,1% et 15±1,7% de la biomasse totale des feuilles et des épiphytes associés. Ces valeurs sont du même ordre de grandeur que celles obtenues dans des herbiers à *Thalassia testudinum* du Golfe du Mexique par Hays (2005) qui a montré que le rapport entre la biomasse des épiphytes et la biomasse de feuilles, en $g.g^{-1}$, était situé entre 0,9±0,2 $g.g^{-1}$ et 1,7±0,6 $g.g^{-1}$. La charge en épiphytes dans l'herbier côtier en saison sèche (15%) est plus importante que dans les autres conditions (4-5%). Cela peut s'expliquer par la couche de dépôts de matières en suspension formant le périphyton, épaisse en saison sèche dans l'herbier côtier (obs. pers.). Ainsi, dans les herbiers à *Thalassia testudinum* de la baie de Floride, il existe, en saison sèche, une accumulation plus importante de matière organique à la surface des épiphytes, issue du dépôt de particules provenant du sédiment remis en suspension (Frankovich et Zieman, 2005).

Dans cette étude, le taux de recouvrement des épiphytes sur les feuilles de *Thalassia testudinum*, estimé à 50,3±1,5%, est en accord avec la valeur de 44% obtenue sur cette espèce de Magnoliophytes marins dans la Baie de St Joseph en Floride (Bologna et Heck, 1999). L'étude du taux de recouvrement en épiphytes a été réalisée sur les dix derniers centimètres de la feuille car la diversité et la biomasse des algues épiphytes sont plus importantes à l'apex, partie la plus vieille de la feuille (Hall et Bell, 1988 ; Borowitzka *et al.*, 1989 ; Trautman et Borowitzka, 1999). En effet, les jeunes feuilles, en cours de croissance, sécrètent des composés phénoliques inhibant l'installation et la croissance des épiphytes (Harrison, 1982 ; Harrison et Durance, 1985).

Quels que soient les herbiers, les épiphytes observés dans cette étude sont principalement composés d'Algues Rouges et Brunes et d'organismes filtreurs tels que les Hydraires et les Bryozoaires. La grande majorité des Algues Rouges et Brunes sont des Algues Corallinacées encroûtantes. Dans les îles Cayman, Corlett et Jones (2007) ont en effet estimé que 75% de la surface de la feuille de *Thalassia testudinum* était couverte d'Algues Corallinacées encroûtantes et en particulier de l'espèce *Hydrolithon farinosum*, correspondant à la couche intermédiaire des épiphytes. La minorité d'Algues Filamenteuses ainsi que les Hydraires et les Bryozoaires correspondent à la couche supérieure décrite par Corlett et Jones (2007). En Floride, Bologna et Heck (1999) ont aussi observé que les feuilles de *Thalassia*

testudinum étaient couvertes en grande partie d'Algues Corallinacées encroûtantes (40%) et en minorité d'Algues Filamenteuses (2%).

Le taux de recouvrement en épiphytes sur les feuilles n'est pas significativement différent selon les herbiers alors que la charge en épiphytes est plus importante dans l'herbier côtier que dans celui du large. Cela traduit une épaisseur des épiphytes côtiers plus importante que celle des épiphytes du large. De plus, les différences de la composition des épiphytes côtiers et de ceux du large sont significatives ce qui a déjà été observé dans d'autres études réalisées dans les herbiers à *Posidonia sinuosa* en Australie (Kendrick et Burt, 1997) et dans ceux de *Zostera marina* et de *Halodule wrightii* en Caroline du Nord (Pinkney et Micheli, 1998).

Dans l'herbier du large, la composition des épiphytes est dominée par les Algues Rouges Corallinacées et, en saison sèche, par les Bryozoaires. Comparés à ceux du large, les épiphytes côtiers sont caractérisés par une plus faible proportion d'Algues Rouges, une plus forte proportion d'Algues Brunes et d'Annélides sessiles ainsi qu'une part plus importante d'« autres types » d'épiphytes en saison sèche et de Bryozoaires en saison humide. De plus, les épiphytes côtiers sont couverts d'une couche superficielle non fixée, constituée de dépôts de particules en suspension issus de la colonne d'eau (obs. pers.) pouvant participer à la charge en épiphytes plus importante de l'herbier côtier. Donc, la communauté des épiphytes côtiers est plus diversifiée que celle des épiphytes du large.

Ces différences dans la composition en épiphytes des feuilles de *Thalassia testudinum* peuvent être attribuées aux différences du mode hydrodynamique. Des eaux agitées ont pour effet d'emporter les épiphytes dont la fixation à la feuille n'est pas assez solide (Kendrick et Burt, 1997). Les Algues Corallinacées encroûtantes résistent mieux à l'agitation de l'eau que les algues foliacées ou érectiles (Cambridge, 1979). Ainsi, des épiphytes exposés à des eaux agitées sont composés d'Algues Corallinacées encroûtantes et articulées et de quelques algues filamenteuses alors que les épiphytes situés dans des eaux calmes sont dominés par des Cyanobactéries et des Algues Filamenteuses Brunes et Rouges (Kendrick et Burt, 1997 ; Pinkney et Micheli, 1998). Le caractère pionnier de la colonisation des Algues Corallinacées encroûtantes, déjà observé sur les feuilles de *Thalassia testudinum* (Corlett et Jones, 2007) et leur capacité à se développer sur divers substrats tels que des blocs de lave dans des zones soumises à des conditions hydrodynamiques agitées, dans l'archipel des Galápagos (Kendrick, 1991), expliquent leur dominance au niveau des épiphytes du large.

La composition des épiphytes dépend aussi de la longueur de la feuille et de son âge. Plus les feuilles sont longues, plus l'apex de la feuille est âgé et plus la communauté des épiphytes a eu le temps de se développer (Novak, 1984 ; Kendrick et Burt, 1997). Cela explique

ainsi la plus forte diversité des épiphytes dans l'herbier côtier par rapport à ceux de l'herbier du large. La charge des épiphytes côtiers plus importante est en accord avec l'étude de Borowitzka *et al*. (1989) réalisée dans les herbiers à *Amphibolis griffithi* en Australie, qui a montré que la biomasse des épiphytes était plus élevée sur des feuilles longues que sur des feuilles plus courtes. Les feuilles de l'herbier du large étant plus courtes avec un taux de renouvellement plus rapide que celles de l'herbier côtier, les communautés des organismes épiphytes ont moins de temps pour se développer, expliquant ainsi leur plus faible biomasse et leur plus faible diversité. Par ailleurs, en saison sèche, les feuilles sont plus longues et supportent une plus forte charge en épiphytes confirmant l'importance du facteur de la longueur de la feuille dans la composition des épiphytes.

La structure des communautés d'épiphytes est liée à la capacité des espèces épiphytes à être recrutée, croître et se reproduire sur le substrat que représente les feuilles. Or, dans les herbiers à *Posidonia sinuosa* de l'ouest de l'Australie, les sources de recrutement de propagules sont plus importantes dans les herbiers proches de la côte (Kendrick et Burt, 1997) en lien avec la disponibilité en nutriments et la faible dispersion des algues. De plus, la fixation des propagules sur les feuilles est favorisée par la diminution du courant au niveau de l'herbier (Valentine et Duffy, 2006). Cela contribue ainsi à expliquer la plus grande diversité des organismes épiphytes côtiers.

La disponibilité des nutriments joue un rôle dans le développement et la composition des épiphytes (Heck et Valentine, 2006). Les nutriments issus des apports terrigènes provenant de la mangrove favoriseraient le développement et la diversité des épiphytes côtiers. Ainsi, des feuilles de *Thalassia testudinum* adjacentes à la mangrove sont plutôt recouvertes d'Algues Brunes que d'Algues Corallinacées, ce qui a été attribué aux concentrations de nutriments plus importantes, dans une étude réalisée sur les herbiers à *Thalassia testudinum* aux îles Cayman (Corlett et Jones, 2007). De plus, la faible agitation de l'eau favorise la sédimentation des particules en suspension dans les herbiers à *Thalassia testudinum* en Floride (Koch et Gust, 1999) pouvant augmenter la charge en épiphytes. Par ailleurs, les Annélides sessiles, organismes épiphytes filtreurs ont des proportions plus importantes dans la composition des épiphytes côtiers et, en particulier, en saison sèche ce qui peut être mis en lien avec la charge en épiphytes plus importante dans l'herbier côtier durant cette saison, dont une partie est constituée de dépôts de particules en suspension constituant de la nourriture disponible pour ces organismes.

Dans les herbiers, les effets du broutage des épiphytes par les Invertébrés équilibrent, voire dépassent les effets de l'enrichissement en nutriments dans la colonne d'eau sur le

développement des épiphytes (Hughes *et al*., 2004 ; Baggett *et al*., 2010). La biomasse et la composition des épiphytes peuvent ainsi être affectées par la pression de broutage exercée par les communautés de mésobrouteurs (Jernakoff et Nielsen, 1997 ; Kendrick et Burt, 1997 ; Valentine et Duffy, 2006). D'après une étude réalisée dans les herbiers de *Posidonia sinuosa* en Australie (Jernakoff et Nielsen, 1997), les Gastéropodes et les Amphipodes ont des influences différentes sur les épiphytes. Ainsi, les Gastéropodes présentent une consommation généraliste portant principalement sur les Corallinacées encroûtantes qu'ils raclent à l'aide de leur radula (Nielsen et Lethbridge, 1989), tandis que les Amphipodes sélectionnent des aliments faciles à digérer telles que les Diatomées et les Cyanobactéries (Jernakoff et Nielsen, 1997). Il est donc possible que l'influence des mésobrouteurs sur les épiphytes soit différente dans l'herbier côtier abritant des Crustacés par rapport à celui du large dominé par les Gastéropodes.

Le taux de recouvrement, la composition et la charge en épiphytes sont des mesures nécessaires permettant d'appréhender la contribution des épiphytes à la complexité structurale de l'herbier. En effet, des épiphytes érigés ont une forte biomasse mais couvrent une faible surface de la feuille comparés à des Algues Corallinacées encroûtantes (Kendrick et Burt, 1997). Donc, la biomasse et la composition des épiphytes sont des variables de la complexité structurale (Hall et Bell, 1988 ; Bologna et Heck, 1999 ; Attrill *et al*., 2000 ; Heck et Valentine, 2006). Les épiphytes participent ainsi à la plus grande complexité structurale de l'herbier côtier.

L'herbier côtier, caractérisé par de longues feuilles, une importante biomasse de litière et d'épiphytes, présente une plus grande complexité structurale que l'herbier du large.

I.2. Relation entre la complexité des herbiers et la structure des communautés de l'épifaune vagile

I.2.1. Relation entre la complexité structurale des herbiers et les abondances totales des Invertébrés

Les abondances totales des Invertébrés de l'épifaune vagile ne sont pas significativement différentes entre les deux herbiers. Or, l'herbier côtier a une structure plus complexe que celui du large. Donc il n'existe pas de lien entre les abondances totales des Invertébrés et la complexité structurale de l'herbier. Le lien entre les abondances totales de la faune et la complexité structurale a parfois été établi lorsque la variable de complexité considérée était la biomasse foliaire des herbiers et dans le cas de la comparaison entre des herbiers et des substrats nus (Heck Jr et Wetstone, 1977 ; Stoner, 1980 ; Edgar *et al.*, 1994). Dans cette étude, les abondances totales de l'épifaune vagile et la biomasse foliaire ne montrent

pas de différences significatives entre les herbiers ce qui pourrait favoriser l'hypothèse du lien entre la biomasse foliaire et ces abondances. Cependant, les relations entre la biomasse foliaire et les abondances des Invertébrés constituent un artefact et ne correspondent pas à une réalité fonctionnelle (Attrill *et al*., 2000). Ainsi, cette étude montre qu'il n'y a pas de lien entre la biomasse foliaire et les abondances totales des Invertébrés.

I.2.2. Différences des abondances des Invertébrés entre le jour et la nuit

Les abondances totales des Invertébrés de l'épifaune vagile sont de 1,8 à 6,6 fois plus importantes la nuit que le jour. Cela est en accord avec d'autres études réalisées dans les herbiers à *Thalassia testudinum* (Heck, 1977 ; Greening et Livingston, 1982 ; Howard, 1987). Ces organismes réalisent en effet une migration verticale nocturne depuis la litière vers la strate foliaire comme cela a été montré dans les herbiers à *Thalassia testudinum* de la région Caraïbe (Bauer, 1985a ; Howard, 1987 ; Tunberg *et al*., 1994). Les Invertébrés de l'épifaune vagile sont plus actifs la nuit (Heck, 1977 ; Kikuchi et Peres, 1977) car ils sortent dès le coucher du soleil dans la strate foliaire pour se nourrir (Heck, 1977 ; Orth *et al*., 1984).

Les familles les plus abondantes dans les communautés diurnes sont aussi celles qui sont les plus abondantes dans les communautés nocturnes. La structure des communautés de l'épifaune vagile est ainsi conservée entre le jour et la nuit (Howard, 1987). Les abondances relatives des familles de Gastéropodes, d'Anomoures, de Péracarides et de Décapodes Caridés sont plus importantes la nuit que le jour. Ces plus fortes abondances la nuit ont déjà été observées dans les herbiers à *Thalassia testudinum* pour les Crevettes Caridés telles que les Hippolytidae et les Palaemonidae (Heck, 1977 ; Bauer, 1985a ; Howard, 1987 ; Zupo et Nelson, 1999), pour les Péracarides (Howard, 1987), pour les Gastéropodes tel que *Cerithium muscarum* (Cerithiidae) (Howard, 1987) ainsi que pour les Paguridae (Tunberg *et al*., 1994).

La nuit, la diversité des familles est plus importante que le jour et correspond à la présence de 3 à 7 familles de plus à cette période. Ces familles correspondent surtout à des organismes qui s'enfouissent dans le sédiment durant le jour tels que les crabes Portunidae, Majidae et Xanthidae ou les crevettes Alpheidae, Processidae et Solenoceridae. Le jour, ils sont donc inaccessibles à l'engin de pêche. L'émergence de ces familles la nuit dans la strate foliaire a ainsi pu permettre de les récolter. D'autres études dans les herbiers à *Thalassia testudinum* de la région Caraïbe ont montré que les crevettes fouisseuses telles que les Alpheidae et les Processidae (Greening et Livingston, 1982 ; Bauer, 1985a, 1985b) et les crabes tels que les Portunidae (Greening et Livingston, 1982) et les Majidae (Heck, 1977) sont enfouis dans le sédiment le jour et ne peuvent être récoltés que la nuit.

Ces résultats montrent que l'épifaune vagile collectée dans la strate foliaire le jour n'équivaut pas à celle qui peut être présente dans l'ensemble de l'herbier (Howard, 1987). L'étude des communautés de l'épifaune vagile nécessite donc la collecte d'échantillons de nuit afin d'accéder à l'abondance et à la diversité réellement présente dans les herbiers (Greening et Livingston, 1982; Bauer, 1985a).

La distribution des Invertébrés dépend de la pression de prédation et de la sélection d'habitat basée sur l'hétérogénéité de l'habitat, la disponibilité en nourriture et l'espace de vie (Heck Jr et Wetstone, 1977 ; Leber, 1985 ; Boström et Mattila, 1999). Le jour, le risque de prédation est important et le comportement des Invertébrés est déterminé par la recherche d'un abri contre les prédateurs telle que la litière afin d'éviter d'être repérés par les poissons prédateurs qui chassent à vue (Bauer, 1985a ; Howard, 1987). La nuit, la pression de prédation est plus faible et les Invertébrés sélectionnent la strate foliaire en tant qu'habitat car elle leur fournit un espace de vie et une nourriture disponible de haute qualité telles que les épiphytes.

I.2.3. Diversité des familles *versus* diversité des espèces

Dans cette étude, la diversité familiale des Invertébrés de l'épifaune vagile a été estimée. Certaines familles correspondent à plusieurs espèces. Tel est le cas des familles de Crustacés telles que les Gammaridae, présents principalement dans l'herbier côtier. Dans l'herbier du large, les familles de Gastéropodes ont été identifiées au niveau de l'espèce et correspondent à la faune dominante. Ainsi, dans cet herbier du large, deux espèces de Cerithiidae dominent la communauté de l'épifaune vagile. La mesure de la diversité des espèces aurait donc eu pour résultat une plus grande diversité dans l'herbier côtier que dans celui du large comme le montre la diversité familiale. Cela permet d'établir que l'herbier côtier présente une plus forte diversité familiale que celui du large en levant le doute sur la valeur de cette mesure en comparaison de la diversité des espèces.

I.2.4. Diversité des familles d'Invertébrés et complexité de l'herbier côtier

La communauté de l'épifaune vagile de l'herbier côtier, composée de Crustacés Péracarides et de Décapodes Caridés ainsi que de Gastéropodes de petite taille, présente une plus forte diversité familiale que celle de l'herbier du large, qui est dominée par des Gastéropodes de la famille des Cerithiidae et, en saison sèche, des Anomoures de la famille des Paguridae. Ces différences s'expliquent par la complexité structurale des herbiers mesurée par la longueur des feuilles et la densité des plants, la biomasse de la litière et la charge en épiphytes.

Dans l'herbier côtier, les Crustacés Péracarides et Décapodes Caridés ainsi que les Gastéropodes Marginellidae et Costellariidae, de petite taille, sont vulnérables à la prédation. Le jour, la pression de prédation est importante et les Invertébrés sélectionnent donc des endroits à forte valeur de refuge (Boström et Mattila, 1999) telle que la litière, abondante dans cet herbier. Une étude réalisée dans les herbiers à *Thalassia testudinum* du Grand Cul-de-Sac Marin a montré que les Crustacés, dont une grande part d'Amphipodes, étaient plus abondants dans la litière de l'herbier côtier que dans celle de l'herbier du large (Lacas *et al*., 2010). De plus, la composition de l'épifaune vagile de l'herbier côtier est comparable à celle qui a été décrite dans la litière des herbiers à *Posidonia oceanica*, qui abrite une communauté de Crustacés abondante et diversifiée composée de Péracarides Amphipodes et Isopodes et de Crevettes Caridés ainsi que de Gastéropodes de petite taille tel que l'espèce *Bittium reticulatum* (Gambi *et al*., 1992 ; Gallmetzer *et al*., 2005). Les Isopodes et les Amphipodes préfèrent en effet une litière structurellement complexe (Gallmetzer *et al.*, 2005). Le rôle de la litière en tant qu'abri contre les prédateurs a déjà été montré dans les herbiers à *Zostera japonica* dans la région de Hong Kong (Lee *et al*., 2001). Ainsi la litière, fortement hétérogène, présente de nombreux micro-habitats servant d'abris de diverses tailles expliquant la diversité des Crustacés présents. Les longues feuilles de l'herbier côtier, atténuant l'éclairement au niveau de la litière, favorisent la dissimulation des Invertébrés. En effet, la crevette *Hippolyte zostericola* vivant dans les herbiers à *Thalassia testudinum* en Floride montre un phototropisme négatif qui est une réponse adaptative favorisant l'évitement des prédateurs (Zupo et Nelson, 1999). Ce comportement d'évitement de la lumière semble s'appliquer à la plupart des organismes de l'épifaune vagile. La nuit, la strate foliaire permet de dissimuler les mouvements des Invertébrés aux prédateurs de manière plus efficace qu'un substrat nu, favorisant ainsi la mobilité verticale de ces organismes. Dans les herbiers à *Posidonia oceanica*, la diversité et l'abondance de la faune sont plus élevées dans la strate foliaire que dans la litière (Gallmetzer *et al*., 2005). De plus, les crevettes Caridés des herbiers du Golfe du Mexique sont associées à la strate foliaire (Kikuchi et Peres, 1977 ; Greening et Livingston, 1982). En effet, la nuit, la strate foliaire des herbiers à *Thalassia testudinum* du Golfe du Mexique fournit un milieu hétérogène, un espace de vie et une nourriture de haute qualité telle que les épiphytes (Leber, 1985).

L'importance des épiphytes pour les Invertébrés est montrée par la corrélation entre la charge en épiphytes et la structure de l'épifaune vagile. Les épiphytes sont une variable de la complexité structurale (Heijs, 1984). En effet, les épiphytes côtiers, composés de plusieurs types d'algues et de périphyton (dépôt de matières en suspension non fixé), constituent un milieu hétérogène fournissant des micro-habitats, en particulier aux Isopodes *Hargeria rapax*

de la famille des Leptocheliidae dont la taille est faible (2-4 mm) (Kneib, 1992). Ces organismes translucides peuvent ainsi se camoufler dans les épiphytes (obs. pers.). Dans l'herbier du large, les épiphytes, constitués d'une fine couche d'Algues Coralliennes encroûtantes contribuent beaucoup moins à l'hétérogénéité du milieu que les feuilles d'herbier ce qui a déjà été observé dans les herbiers à *Thalassia testudinum* en Floride (Bologna et Heck, 1999). Ainsi, pour les Gastéropodes de la famille des Cerithiidae, dominants dans l'herbier du large, les épiphytes ne fournissent pas de micro-habitat supplémentaire. Une relation positive entre la biomasse des épiphytes et la densité de petits organismes tels que les Copépodes, les Polychètes et les Nématodes a déjà été montrée en Floride dans les herbiers à *Thalassia testudinum* (Hall et Bell, 1988) et a été attribuée à la structure physique des épiphytes. En effet, ces organismes très petits ont une taille du même ordre de grandeur que celle des algues épiphytes. Les épiphytes peuvent être considérées comme une variable de la complexité structurale en fonction de la taille de l'espèce étudiée. L'importance de l'échelle spatiale considérée et du rôle de refuge dépendant de la taille de l'espèce, dans l'approche de la complexité structurale, a déjà été soulignée (Leber, 1985 ; Knowles et Bell, 1998 ; Attrill *et al*., 2000).

I.2.5. Dominance des Cerithiidae et faible complexité de l'herbier du large

La faible complexité structurale de l'herbier du large en lien avec les feuilles courtes et la faible abondance de la litière lui confère une faible valeur de refuge, comme cela a déjà été suggéré par Aliaume *et al*. (1990) dans le Grand Cul-de-Sac Marin. Dans l'herbier du large, la communauté de l'épifaune vagile est caractérisée par la dominance des Gastéropodes Cerithiidae et, en saison sèche, des Crustacés Paguridae. L'espèce *Cerithium atratum* de la famille des Cerithiidae vit dans les milieux rocheux et sableux et représente 45% de la biomasse des Mollusques sur des plages de sable du Brésil (Denadai *et al*., 2004 ; 2005). La forte abondance des Cerithiidae dans l'herbier du large s'explique donc par la préférence de cette famille pour les substrats sableux. La faible protection qu'offre la structure de l'herbier du large est compensée par les coquilles que possèdent les Gastéropodes, qui les rendent moins vulnérables face aux prédateurs (Virnstein et Howard, 1987). Les Cerithiidae sont tout de même soumis à une pression de prédation et préfèrent les habitats complexes tels que les herbiers plutôt que les substrats nus (Denadai *et al*., 2004). Ils ont ainsi un comportement d'évitement des prédateurs comme le traduit les différences d'abondances importantes entre le jour et la nuit révélant la migration verticale nycthémérale. En effet, les Gastéropodes s'enfouissent partiellement dans le sédiment le jour et rampent activement sur les surfaces des feuilles pour se nourrir la nuit (Houbrick, 1992).

Les Gastéropodes sont considérés comme des « ingénieurs de l'écosystème » car ils modifient leur habitat en fournissant une grande quantité de coquilles vides et permettent ainsi de développer l'hétérogénéité et la complexité de l'habitat (Gutierrez *et al*., 2003). Les coquilles vides issues des Cerithiidae ou des Modulidae jouent un rôle d'abri pour les Paguridae (Tunberg *et al*., 1994 ; Leite *et al*., 1998) étant donné leur taille assez grande (environ 15 mm) pour les accueillir (Denadai *et al*., 2004). La forte abondance des Paguridae dans l'herbier du large, en saison sèche en particulier, s'explique ainsi par l'importante disponibilité des coquilles vides de Gastéropodes utilisées en tant qu'abri.

Les abondances équivalentes des Crevettes de grande taille (quelques cm) telles que les Alpheidae, les Processidae et les Solenoceridae selon les herbiers suggèrent que ces Décapodes sont peu influencés par la valeur de refuge de l'herbier. En effet, ces Crevettes sont capables de se défendre efficacement contre les prédateurs car elles sont équipées de pinces puissantes. Tel est le cas des Crevettes du genre *Penaeus* des herbiers à *Thalassia testudinum* de Floride (Leber, 1985). De plus, malgré la taille granulométrique importante du sable, elles peuvent s'y enfouir à l'aide de leurs pinces. Ces Crustacés contrebalancent ainsi la faible valeur refuge de l'herbier du large expliquant ainsi qu'ils y soient aussi abondants que dans l'herbier côtier.

I.2.6. Différences saisonnières des abondances des Invertébrés

La diversité familiale des communautés de l'épifaune vagile ne présente pas de différences significatives selon les saisons. Les abondances totales sont de 1,4 à 3,7 fois plus importantes en saison sèche qu'en saison humide. La différence de composition des communautés entre les saisons est plus importante dans l'herbier côtier que dans celui du large. Cela est certainement en lien avec les feuilles plus longues et la charge en épiphytes plus importante en saison sèche qu'en saison humide. Cependant, en saison sèche, les feuilles ne sont plus longues que de 3 à 4 cm par rapport à la saison humide ce qui est très peu en comparaison des différences de longueur de feuilles entre les herbiers. Cela suggère qu'il n'existe pas de véritable différence d'atténuation de la lumière par les feuilles selon les saisons, et donc de modification de la complexité structurale à travers ce facteur. La charge en épiphytes plus importante en saison sèche, et en particulier dans l'herbier côtier, peut constituer un degré d'hétérogénéité plus important et donc une valeur de refuge plus élevée. Tel est certainement le cas pour les Leptocheliidae, qui ne sont présents que dans l'herbier côtier en saison sèche. Pour ces Péracarides de petite taille (2-4 mm) (Kneib, 1992), la charge en épiphytes dans l'herber côtier, trois fois plus importante en saison sèche qu'en saison humide, peut constituer un micro-habitat où cet organisme peut se dissimuler. Cependant, le rôle d'abri joué par les

épiphytes est certainement moins important pour la plupart des autres organismes de l'épifaune vagile. Ainsi, les différences d'abondances des Invertébrés selon les saisons ne semblent pas en lien avec une variation de la complexité structurale des herbiers.

L'augmentation des abondances des Invertébrés de l'épifaune vagile en saison sèche pourrait donc être en lien avec le rôle trophique des épiphytes. En effet, les Cerithiidae, les Paguridae et les Décapodes Caridés sont connus pour être des mésobrouteurs et sont influencés par la charge en épiphytes (Tunberg *et al*., 1994 ; Zupo et Nelson, 1999 ; Denadai *et al*., 2004). Les fluctuations saisonnières de l'épifaune vagile (Heck, 1977) et en particulier des Décapodes (Gore *et al*., 1978 ; Bauer, 1985a) ont déjà été montrées et ont été attribuées au recrutement des larves, à la pression de prédation et à l'augmentation de nourriture.

II. SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE DANS LES HERBIERS A *THALASSIA TESTUDINUM*

II.1. Herbiers à *Thalassia testudinum*

II.1.1. Les feuilles de *Thalassia testudinum*

Les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des tissus de *Thalassia testudinum* (feuilles, racines, rhizomes, litière de feuilles mortes) sont situées dans la même gamme de valeurs que celles qui ont déjà été enregistrées dans d'autres études (Hemminga et Mateo, 1996 ; Anderson et Fourqurean, 2003 ; Kieckbusch *et al.*, 2004 ; Vaslet, 2009 ; Dromard *et al.*, 2013). Lors de la photosynthèse, les Magnoliophytes marins utilisent préférentiellement les ions bicarbonates HCO_3^- en tant que source de carbone inorganique dont les valeurs en $\delta^{13}C$ sont moins négatives que celles du CO_2 dissous (0‰ vs -9‰), leur conférant ainsi des signatures isotopiques enrichies en $\delta^{13}C$ (Raven *et al.*, 2002). Ces valeurs en $\delta^{13}C$ et les fortes contributions des acides gras 18:2ω3 et le 18:3ω6, connus pour être des marqueurs de Magnoliophytes marins (Nichols *et al*., 1986 ; Kharlamenko *et al*., 2001) dans leur composition permettent de distinguer les feuilles de *Thalassia testudinum* des autres sources de matière organique.

L'appauvrissement en $\delta^{13}C$ des feuilles (collectées en saison sèche), des racines, des rhizomes et de la litière de feuilles mortes de *Thalassia testudinum* de l'herbier côtier par rapport à celui du large est en accord avec ce qui a déjà été observé (Lin *et al*., 1991 ; Hemminga *et al.*, 1994; Marguillier *et al*., 1997) et s'explique par la composition isotopique du carbone inorganique dissous incorporé par les Magnoliophytes marins lors de la photosynthèse. En effet, celui-ci est d'autant plus appauvri en $\delta^{13}C$ qu'il sera influencé par la minéralisation des détritus de palétuviers, plus importante dans un herbier proche d'une forêt de mangrove que dans un herbier qui en est plus éloigné (Lin *et al*., 1991 ; Marguillier *et al*., 1997 ; Bouillon *et al*., 2008). Les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des feuilles, des racines, des rhizomes ainsi que des matières en suspension (MES) sont plus élevées dans l'herbier côtier que dans celui du large. Ces signatures sont en effet influencées par la composition isotopique de l'azote inorganique dissous du milieu environnant incorporé par les Magnoliophytes marins (McClelland et Valiela, 1998). La dénitrification, plus importante dans des herbiers proches de la côte (Fourqurean *et al*., 1997), est un processus qui mène à l'enrichissement en $\delta^{15}N$ de l'azote inorganique dissous en raison de la perte de l'isotope léger N^{14}.

En saison sèche, l'enrichissement en $\delta^{13}C$ des feuilles de *Thalassia testudinum* de l'herbier du large par rapport à l'herbier côtier peut aussi s'expliquer par sa plus forte

productivité, précédemment mise en évidence (Chauvaud, 1997 ; Lacas *et al.*, 2010) et dont la tendance a été montrée dans cette étude. En effet, il existe une relation positive entre l'intensité lumineuse, la productivité et l'enrichissement des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ (Anderson et Fourqurean, 2003). Par ailleurs, les feuilles de l'herbier du large ont des proportions relatives en 18:3ω3 plus importantes que celles de l'herbier côtier. Or cet acide gras, associé aux tissus photosynthétiques, est impliqué dans la synthèse de glycolipides au niveau des chloroplastes (Mongrand *et al.*, 1998). Cela suggère que les feuilles de l'herbier du large ont une activité photosynthétique plus importante que celles de l'herbier côtier, corroborant l'idée d'une productivité plus élevée et menant ainsi aux valeurs plus enrichies en $\delta^{13}C$. Par ailleurs, les plus faibles concentrations en acides gras totaux des racines et les plus faibles proportions en 18:2ω6 dans la composition des racines et des rhizomes de l'herbier du large par rapport à celui du côtier, indiquerait la plus forte mobilisation des réserves en lien avec une production primaire plus élevée.

Le rapport C/N des feuilles de *Thalassia testudinum*, en moyenne de 17,5, est en accord avec des travaux précédents (Kenworthy et Thayer, 1984 ; Vaslet, 2009 ; Baggett *et al.*, 2013) et indique une faible valeur nutritive (Russel-Hunter, 1970) ainsi que la contribution importante des glucides complexes et le faible contenu en azote (Crawley *et al.*, 2000). En effet, les feuilles de *Thalassia* contiennent entre 35% et 59% en poids sec de cellulose et de lignine impliquant une résistance à la macération physique et à la digestion (Vicente *et al.*, 1980). Cependant, les feuilles de *Thalassia testudinum* contiennent 30% de protéines, 6% de glucides solubles et 6% de lipides conférant ainsi à cette source un certain intérêt en termes d'apports nutritifs (Lobel et Ogden, 1981 ; Dromard, 2013). En outre, ces feuilles sont constituées en grande partie des acides gras polyinsaturés 18:2ω3 et le 18:3ω6, essentiels pour les organismes hétérotrophes car ils ne peuvent être synthétisés *de novo* que par des plantes (Dalsgaard *et al.*, 2003).

II.1.2. La litière de feuilles mortes

Le rapport C/N de la litière de feuilles mortes de *Thalassia testudinum*, situé entre 32 et 36, est plus élevé que celui des feuilles vivantes, ce qui est en accord avec les résultats trouvés par Abed-Navandi et Dworschak (2005), et suggère la très faible qualité nutritive de cette source (Russel-Hunter, 1970). Cela est en lien avec la translocation des protéines présentes dans les feuilles vers les rhizomes avant la sénescence (Thayer *et al.*, 1984). De plus, la litière est moins concentrée en acides gras et présente de plus faibles proportions relatives en acides gras polyinsaturés comparée aux feuilles vivantes, ce qui témoigne de la perte de matière organique labile lors de la dégradation des feuilles. Le contenu total en 18:2ω3 et 18:3ω6 dans la litière

est ainsi 7 fois plus faible que celui trouvé dans les feuilles vivantes, ce qui est du même ordre de grandeur que le résultat obtenu par Kharlamenko *et al.* (2001). Ce dernier a montré que ce rapport était de 10,4 et qu'il dépendait du stade de dégradation. Ces acides gras polyinsaturés tendent à disparaître plus rapidement que ceux qui sont saturés lors de la décomposition des feuilles de Magnoliophytes marins (Tenore *et al*., 1984 ; Kharlamenko *et al*., 2001 ; Alfaro *et al*., 2006 ; Lebreton *et al*., 2011a). En effet, la cellulose est plus réfractaire que les protéines et la dégradation des feuilles débute par la perte de substances organiques solubles dans l'eau par lessivage (Valiela *et al.*, 1985 ; Crawley *et al*., 2000).

Dans l'herbier côtier, les valeurs de $\delta^{13}C$ des feuilles et de la litière ne diffèrent pas, contrairement à celles obtenues dans l'herbier du large où un appauvrissement en $\delta^{13}C$ de la litière par rapport aux feuilles a été observé en saison sèche et l'inverse en saison humide. Durant les premiers mois, les détritus d'herbier à *Thalassia testudinum* sont plus appauvris en $\delta^{13}C$ de 2‰ que les feuilles vivantes (Fourqurean et Schrlau, 2003) car la cellulose, réfractaire, est plus appauvrie que les autres composés (Benner *et al*., 1987). Cependant, d'autres études ont montré que les valeurs de $\delta^{13}C$ ne changeaient pas durant la décomposition (Zieman *et al*., 1984) ou bien que la litière était plus enrichie que les feuilles vivantes (Harbeson, 2010). Donc, les différences de signatures isotopiques $\delta^{13}C$ entre la litière et les feuilles fraîches ne dépendent pas seulement des proportions de cellulose mais aussi de la faune microbienne colonisant les détritus, comme le suggère Belicka *et al*. (2012).

La composition en acides gras de la litière traduit une colonisation par des micro-organismes. Les contributions du 18:1ω7 et des acides gras ramifiés (15:0+17:0) dans la litière, indiquent la présence de biomasse bactérienne (Parkes, 1987 ; Mfilinge *et al.*, 2005), comme cela a déjà été montré pour les détritus de mangrove (Mfilinge *et al*., 2003). La présence de Cyanobactéries dans la litière est suggérée par la proportion relative en 16:1ω7 (4-12%) qui, associée au 18:1ω7, est un marqueur de cette source (Murata *et al*., 1992). Les proportions élevées en 20:5ω3 et en 16:1ω7 dans la litière, acides gras communément utilisés pour évaluer l'importance des Diatomées (Canuel *et al*., 1995 ; Meziane et Tsuchiya, 2000), indiquent une colonisation par ces micro-algues. De plus, les proportions significatives du 18:2ω6 (4%) et du 18:1ω9 (5%), indicateurs de biomasse fongique (Frostegard et Baath, 1996 ; Chen *et al.*, 2001), montrent la présence probable de levures dans la litière. La surface de colonisation par les bactéries et les levures est augmentée au cours du processus de dégradation des feuilles mortes qui se fragmentent sous les effets mécaniques du courant et de l'action des organismes (Carrie *et al*., 1998 ; Crawley *et al.*, 2000 ; Fourqurean et Schrlau, 2003). La contribution du 20:4ω6 (4-6%) à la composition de la litière traduit la présence d'algues épiphytes sur ces feuilles

mortes. Le développement des micro-algues, des bactéries et des levures ainsi que la présence d'algues épiphytes confère donc à la litière une certaine qualité nutritive (Fenchel, 1970 ; Mann, 1988 ; Lepoint *et al*., 2006).

La litière de l'herbier côtier est plus concentrée en acides gras totaux que celle de l'herbier du large traduisant une plus grande richesse en matière organique. La proportion relative du 16:1ω7 presque deux fois plus importante dans la litière de l'herbier côtier que dans celle de l'herbier du large suggère la présence plus importante de Diatomées et (ou) de Cyanobactéries. En effet, le 16:1ω7 est un marqueur de Diatomées en particulier lorsqu'il est associé au 14:0 et au 20:5ω3 (Dunstan *et al*., 1994 ; Canuel, 2001 ; Ramos *et al.*, 2003), mais aussi un marqueur de Cyanobactéries lorsqu'il est associé au 18:1ω7 (Murata *et al.*, 1992), dont la proportion relative est plus élevée dans l'herbier côtier. Cette tendance est certainement en lien avec le fait que la litière de l'herbier côtier est déposée sur un sédiment vaseux et riche en matière organique, ce qui favorise la colonisation par les Diatomées (Alfaro *et al.*, 2006). Des épiphytes situés dans des environnements calmes présentent une plus forte biomasse de Diatomées que lorsqu'ils sont situés dans des conditions agitées (Pinkney et Micheli, 1998), ce qui est aussi certainement le cas pour les organismes associés à la litière. Dans l'herbier côtier, la faible agitation de l'eau, en favorisant l'accumulation de la litière, implique des conditions de décomposition stables permettant au gradient d'oxygène de s'établir et aux processus bactériens de modifier la valeur nutritive du substrat (Fenchel, 1970) et d'influencer ainsi le développement des micro-algues.

Comparée à celle de la saison humide, la litière de la saison sèche est plus concentrée en acides gras totaux et présente de plus fortes proportions en 16:1ω7 et de plus faibles proportions en acides gras bactériens tels que le 18:1ω7 et les acides gras ramifiés 15:0+17:0. En saison humide, la litière, moins riche en matière organique, est colonisée par une plus faible biomasse de micro-organismes principalement d'origine bactérienne, contrairement à la saison sèche où la litière est colonisée en plus grande partie par des Diatomées et (ou) des Cyanobactéries. En saison sèche, le développement des communautés de micro-algues est favorisé, ce qui est certainement en lien avec un mode hydrodynamique calme permettant la stabilité des conditions de décomposition (Fenchel, 1970 ; Pinkney et Micheli, 1998). En saison humide, les épisodes pluvieux, intenses et ponctuels, peuvent constituer une perturbation des conditions de décomposition et ainsi défavoriser le développement des micro-algues.

II.1.3. Les racines et les rhizomes de *Thalassia testudinum*

Le rapport C/N des racines et des rhizomes, situé entre 26 et 52, indique leur très faible qualité nutritive (Russel-Hunter, 1970). Ces organes présentent une faible proportion relative en 18:3ω3, comme cela a déjà été observé concernant le genre *Zostera* (Kharlamenko *et al*., 2001 ; Lebreton *et al.*, 2011a). Cet acide gras est plutôt associé aux tissus photosynthétiques (Mongrand *et al.*, 1998), ce qui n'est pas le cas de ces organes souterrains. Les Invertébrés de l'épifaune vagile qui vivent entre le sédiment et la canopée de l'herbier ne les consomment certainement pas. Des études précédentes portant sur le réseau trophique des herbiers n'ont pas montré de rôle important des racines et des rhizomes en tant que source de matière organique potentielle dans le réseau trophique des herbiers (Kharlamenko *et al*., 2001 ; Alfaro *et al.*, 2006 ; Lebreton *et al*., 2011a ; Belicka *et al.*, 2012).

II.2. Les feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* en épave sur le sédiment

Les valeurs isotopiques de $\delta^{13}C$ des feuilles de *Rhizophora mangle* collectées en épave sur le sédiment (-28,4±1,3‰) sont proches de celles des feuilles fraîches de *Rhizophora mangle* qui ont déjà été publiées (Zieman *et al*., 1984 ; Loneragan *et al*., 1997 ; Fry et Smith, 2002 ; Kieckbusch *et al*., 2004 ; Abed-Navandi et Dworschak, 2005). En effet, la signature isotopique en $\delta^{13}C$ des palétuviers ne change pas au cours de la décomposition (Zieman *et al*., 1984). Ces valeurs appauvries en $\delta^{13}C$ sont liées au métabolisme en C3 de ces plantes terrestres et à leur utilisation du CO_2 (Bouillon *et al*., 2008). La présence significative des marqueurs de plantes vasculaires 18:2ω6 et 18:3ω3 dans les feuilles de *Rhizophora mangle* est en accord avec les études précédentes (Alfaro *et al*., 2006 ; Meziane *et al*., 2007) bien que leurs proportions soient plus faibles (21,09±11,87%) que celles obtenues dans des feuilles vivantes de *Rhizophora stylosa* par Meziane *et al.* (2007), qui en détectent autour de 39%. Cela révèle leur état de dégradation (Mfilinge *et al*., 2003) puisque ces acide gras sont labiles (Nichols *et al*., 1982 ; Kharlamenko *et al.*, 2001). Ainsi, le rapport C/N de ces feuilles de *Rhizophora mangle*, situé entre 57 et 120, indique sa très faible qualité nutritive. Les feuilles de *Rhizophora mangle*, caractérisées par l'importante contribution du 18:1ω9 (Meziane *et al*., 2007), acide gras qui est présent dans la plupart des macrophytes (Sargent et Whittle, 1981 ; Sargent *et al.*, 1987), est un précurseur de la synthèse du 18:2ω6 et du 18:3ω3 (Kelly et Scheibling, 2012). Cet acide gras peut aussi indiquer une colonisation de ces feuilles par les levures, puisque l'association du 18:2ω6 et du 18:1ω9 sont connus pour être des marqueurs de biomasses fongiques (Chen *et al.*, 2001). Cependant, la contribution mineure des marqueurs de micro-organismes traduisant une

faible colonisation de ceux-ci, confirme le faible potentiel nutritif des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition.

II.3. Les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp.

Le rapport C/N de ces macro-algues, situé entre 17 et 24, indique leur faible valeur nutritive (Russel-Hunter, 1970). Cependant, la macro-algue verte *Anadyomene stellata* est concentrée en acides gras et montre une forte contribution en 20:4ω6 (37%), fortement présent dans les Chlorophycées (Jamieson et Reid, 1972 ; Johns *et al.*, 1979). De plus, le contenu riche en protéines (41%) et pauvre en glucides complexes de cette macro-algue confère à cette source potentielle une meilleure qualité nutritive que celle des feuilles de *Thalassia testudinum* et de *Dictyota* sp. (Dromard, 2013). Les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ d'*Anadyomene stellata* collectée dans l'herbier côtier ($\delta^{13}C$ entre -17,2±0,2‰ et -15,5±0,1‰) sont plus appauvries que celles qui ont été observées par Dromard (2013) (-13,5±0,25‰), ce qui est probablement dû au fait que les échantillons de la présente étude ont été prélevés plus près de la mangrove côtière, où le carbone inorganique dissous issu de la minéralisation des détritus de palétuviers, a des valeurs plus appauvries en $\delta^{13}C$ (Lin *et al*., 1991 ; Marguillier *et al*., 1997). Il est à noter que la distribution clairsemée de cette macro-algue dans l'herbier la rend peu disponible pour les Invertébrés de l'épifaune vagile.

D'après son rapport C/N, la qualité nutritive de la macro-algue brune *Dictyota* sp. est similaire à celle des feuilles de *Thalassia testudinum*. Ainsi, *Dictyota* sp. contient 27% de protéines (Dromard, 2013) et présente de fortes contributions en 18:1ω9, comme cela a déjà été observé pour *Hormosira banksii* (Alfaro *et al*., 2006). Cet acide gras est en effet connu pour être caractéristique de la composition des Algues Brunes (Jamieson et Reid, 1972 ; Johns *et al*., 1979). De plus, la composition en acides gras de *Dictyota* sp., caractérisée par des proportions équivalentes en acides gras 20:4ω6 et 16:1ω5 et en particulier la présence peu commune de ce dernier, a déjà été observée dans la famille des Dictyotaceae (Khotimchenko et Branch, 1995). Par ailleurs, les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ de *Dictyota* sp., déjà observées précédemment (Abed-Navandi et Dworschak, 2005 ; Vaslet, 2009 ; Dromard, 2013), ne permettent pas de distinguer clairement cette source des autres. De plus, une étude réalisée sur les Algues Brunes du genre *Dictyota* présente dans la région Tropicale de l'océan Atlantique a montré que ces plantes produisent des terpènes ayant une action défensive face aux herbivores (Vallim *et al*., 2005).

II.4. Les organismes épiphytes

Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des épiphytes sont en accord avec les valeurs trouvées dans d'autres herbiers (Vizzini *et al*., 2002 ; Connolly *et al*., 2005 ; Vaslet, 2009 ; Dubois *et al.*, 2014) et ne varient pas en fonction des sites et des saisons. Cependant, ils présentent une certaine variabilité de leurs signatures isotopiques $\delta^{13}C$ comme le montre l'écart type important affectant les valeurs de cette source, en particulier en saison humide dans l'herbier du large. Cette variabilité reflète la diversité des algues constituant les épiphytes dont les valeurs en $\delta^{13}C$ dépendent de leur métabolisme (fractionnement enzymatique lors de la photosynthèse), de leur capacité à utiliser les sources inorganiques de carbone (HCO_3^- ou CO_2 dissous) et d'azote (NO_3^- ou NH_4^+) (Zieman *et al.,* 1984 ; Hemminga et Mateo, 1996), ainsi que leur taille qui affecte les échanges de gaz entre l'organisme et l'environnement externe (Vizzini *et al*., 2002). Les valeurs en $\delta^{13}C$ des épiphytes ne se distinguent ni de celles des macro-algues et ni, en saison humide dans l'herbier du large, de celles des feuilles de *Thalassia testudinum*. Cela peut donc engendrer des difficultés d'interprétation concernant leur importance trophique comparée à celle des autres sources de matière organique (Connolly *et al*., 2005).

La composition en acides gras des épiphytes permet ainsi d'appréhender la constitution de cette source en la distinguant nettement des autres. Les épiphytes ont de plus fortes contributions en acides gras polyinsaturés que les MES et le biofilm. Cela indique que cette source est riche en matière organique fraîche, labile et disponible pour les organismes hétérotrophes (Canuel, 2001). De plus, un rapport C/N situé entre 8 et 12 suggère une bonne qualité nutritive pour cette source, montrant que les épiphytes présentent une quantité importante de composés azotés par rapport aux composés carbonés. La composition en acides gras des épiphytes résulte de divers constituants tels que les Diatomées (20:5ω3, 16:1ω7 et 14:0), les Cyanobactéries (16:1ω7 et 18:1ω7), les bactéries (18:1ω7 et acides gras ramifiés 15:0 + 17:0) et les algues (20:4ω6 et 18:1ω9). La prédominance des acides gras marqueurs de Diatomées a déjà été constatée dans les épiphytes des herbiers (Nichols *et al*., 1985 ; Kharlamenko *et al*., 2001 ; Belicka *et al.*, 2012). Ces micro-algues forment ainsi la communauté basale décrite par Corlett et Jones (2007). La forte contribution du 20:4ω6 dans les épiphytes a déjà été montrée dans des herbiers à *Amphibolis antartica* (Belicka *et al*., 2012).

Comparés à ceux du large, les épiphytes de l'herbier côtier sont plus riches en matière organique fraîche et labile car ils sont plus concentrés en acide gras et présentent de plus fortes proportions relatives en acides gras polyinsaturés. En particulier, la plus grande contribution du 20:4ω6 dans les épiphytes côtiers par rapport à ceux du large (14-15% et 2-3% respectivement)

traduit la présence plus importante des Algues Rouges et (ou) Brunes dans la composition de ceux-ci (Kelly et Scheibling, 2012). La plus grande quantité d'Algues Brunes dans les épiphytes côtiers a ainsi déjà été constatée précédemment. La contribution des marqueurs de Diatomées et de Dinoflagellés est plus élevée dans les épiphytes côtiers que dans ceux du large. Il existe en effet une relation positive entre la biomasse de Diatomées composant les épiphytes et le calme des eaux environnantes (Pinkney et Micheli, 1998). De plus, le développement de ces micro-algues dépend des concentrations en nutriments (Frankovich *et al*., 2009), plus faibles si l'herbier est éloigné de la côte.

Par ailleurs, les épiphytes côtiers sont couverts d'un dépôt, le périphyton, défini comme un consortium de spores microscopiques d'algues, de Diatomées, de bactéries et de matières particulaires déposé sur les feuilles de Magnoliophytes (Holzer *et al*., 2011). Ce périphyton participe à la charge en épiphytes plus élevée observée dans l'herbier côtier par rapport à celui du large. Analysé uniquement en saison humide, le périphyton a tendance à présenter de plus grandes proportions en marqueurs de Diatomées que les épiphytes. Par ailleurs, la composition en acides gras du périphyton n'est pas significativement différente de celle du biofilm et des matières en suspension (MES), ce qui montre que ces sources contribuent certainement à sa constitution. La formation du périphyton est donc en lien avec le dépôt de matière organique en suspension comme le montre Frankovich et Zieman (2005) et (ou) à la remise en suspension de particules issues du biofilm présent à la surface du sédiment. La formation de ce dépôt sur les feuilles de *Thalassia testudinum* est favorisée par la faible agitation des eaux associée à la haute canopée (Koch et Gust, 1999). Dans l'herbier côtier, la proximité des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ entre les épiphytes et le biofilm en saison humide pourrait être en lien avec la remise en suspension du biofilm lors d'épisodes pluvieux et ponctuels. Cela corrobore l'idée d'une composition en matière organique commune entre les épiphytes et le biofilm à travers le périphyton.

La composition des épiphytes du large est caractérisée par la présence du 18:1ω9, marqueur de macrophytes et des acides gras 18:2ω6 et 18:3ω3, marqueurs de feuilles de *Thalassia testudinum*. La couche d'épiphytes du large étant très fine, la collecte de ceux-ci par grattage a pu entraîner une récupération de particules issues des feuilles de *Thalassia testudinum* et introduire ainsi un biais d'échantillonnage. La dissimilarité de la composition en acides gras entre les épiphytes et la litière est plus faible dans l'herbier du large que dans celui présent en côtier, du fait de la proximité de leur concentration en acides gras et de leur proportion en 20:4ω6. Ainsi, dans l'herbier du large cet acide gras contribue plus à la composition de la litière qu'à celle des épiphytes (4,2±1,2% et 2,4±0,6% respectivement) alors

que l'inverse est observé dans l'herbier côtier (4,8±1,3% et 14,4±2,6% respectivement). Donc, dans l'herbier du large, la qualité nutritive des épiphytes plutôt faible, est proche de celle de la litière au regard de leur composition en acides gras.

Comparés à ceux de la saison humide, les épiphytes de la saison sèche montrent des contributions plus élevées en 18:1ω7, marqueur bactérien et en 18:3ω3, ce dernier étant présent en grande quantité dans les Algues Vertes (Johns *et al*., 1979). Le développement des Algues Vertes et de la biomasse bactérienne peut être mis en relation avec la charge en épiphytes et la proportion des « autres épiphytes » plus importante en saison sèche. Le développement des communautés épiphytiques est en effet favorisé par les concentrations en nutriments et (ou) par le recrutement de propagules (Kendrick et Burt, 1997 ; Frankovich *et al*., 2009). La saison sèche est une période stable favorisant le dépôt des particules en suspension et le recrutement des propagules à la différence de la saison humide durant laquelle des épisodes ponctuels de pluies intenses sont susceptibles de perturber le développement de ces communautés.

II.5. Origine de la matière organique du biofilm

Le biofilm est pauvre en matière organique comme le suggère sa faible concentration en acides gras totaux (0-1 $mg.g^{-1}$ de poids sec). Situé à la surface du sédiment, il est en effet constitué en grande partie de matière inorganique telle que du carbonate dans l'herbier du large et des argiles dans celui du côtier. La présence significative du 18:1ω7 et des acides gras ramifiés 15:0+17:0 dans la composition du biofilm, communément utilisés pour évaluer la contribution bactérienne dans les sédiments (Carrie *et al*., 1998 ; Meziane et Tsuchiya, 2002), suggère que les communautés bactériennes contribuent significativement à la matière organique de cette source (Volkman *et al.*, 1980 ; Mudge *et al.*, 1998 ; Alfaro *et al*., 2006; Meziane *et al*., 2006 ; Belicka *et al*., 2012). La présence de Diatomées, indiquée par les proportions relatives des marqueurs de ces micro-algues 16:1ω7 (12%) et 20:5ω3 (5%) dans le biofilm, est en accord avec les études précédentes (Alfaro *et al.*, 2006 ; Lebreton *et al*., 2011). L'association du 16:1ω7 et du 18:1ω7 traduit aussi la présence de Cyanobactéries (Murata *et al.*, 1992) dans le biofilm. Il est important de noter la présence significative du 20:4ω6 (2-4%) traduisant la contribution des algues épiphytes encore présentes sur les feuilles mortes de *Thalassia testudinum*. En effet, les épiphytes participent à la composition de la surface du sédiment (Corlett et Jones, 2007). L'acide gras 20:4ω6 peut aussi provenir de fragments de macro-algues. Ainsi, Alfaro *et al.*, (2006) ont montré la contribution de la macro-algue brune du genre *Dictyota* à la matière organique présente à la surface du sédiment. Le biofilm est ainsi principalement constitué de

matière organique détritique. Par ailleurs, le rapport C/N du biofilm, compris entre 9 et 10 en moyenne, est similaire à celui des épiphytes et des MES. Cela suggère que la partie organique du biofilm est de bonne qualité nutritive.

Les concentrations en acides gras totaux du biofilm côtier sont plus élevées que celles du biofilm du large suggérant une biomasse de matière organique plus importante. Dans l'herbier côtier, le sédiment de nature vaseuse, liée à l'accumulation de sédiments fins (Mudge *et al.*, 1998) et de matière organique, comparé à un sédiment sableux, est le siège d'une intense activité microbienne (Crawley *et al*., 2000). Dans l'herbier du large, le mode hydrodynamique agité et les feuilles courtes qui ne permettent pas l'atténuation de la turbulence de l'eau, défavorise la sédimentation des particules en suspension (Koch *et al.*, 2006). Par rapport à celui de l'herbier côtier, le biofilm de l'herbier du large est caractérisé par de plus grandes contributions en acides gras 14:0, 16:1ω7 et 20:5ω3, qui permettent d'estimer l'importance des Diatomées (Canuel *et al.*, 1995 ; Meziane et Tsuchiya, 2000) ou des Cyanobactéries connues pour être riches en 16:1ω7 (Murata *et al.*, 1992). Ce biofilm est aussi caractérisé par la présence du 22:6ω3 et du 18:4ω3, marqueurs de la présence de Dinoflagellés (Kharlamenko *et al.*, 2001 ; Bachok *et al.*, 2003 ; Kelly et Scheibling, 2012) mais aussi des acides gras 20:4ω6 et 18:1ω9, présents dans les macrophytes. La plus faible concentration en acides gras totaux du biofilm du large est donc principalement liée à une moindre activité bactérienne. Dans l'herbier du large, les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ du biofilm et des MES ne sont pas distinctes. De plus, la dissimilarité entre ces deux sources est plus forte dans l'herbier côtier (43%) que dans celui du large (34%). En effet, les eaux agitées de l'herbier du large favorisent le mélange entre la matière organique en suspension et celle du biofilm.

Dans l'herbier du large, le biofilm collecté en saison humide présente de plus fortes contributions des acides gras 20:5ω3, 22:6ω3 et 20:4ω6 qu'en saison sèche. Le développement de micro-algues et d'Algues Rouges et (ou) Brunes est susceptible d'être favorisé par l'apport de nutriments issus de l'îlet de mangrove (« Fajou ») situé à proximité en raison des épisodes de pluies intenses et ponctuels ayant lieu au cours de la saison humide. Une partie des micro-algues telles que les Dinoflagellés proviendrait des matières en suspension (MES), qui montrent en effet, dans l'herbier du large, de plus fortes proportions en 22:6ω3 en saison humide. Cependant, ces Dinoflagellés peuvent aussi être benthiques.

Dans l'herbier côtier, l'enrichissement des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ du biofilm de la saison humide par rapport à celui de la saison sèche est certainement en lien avec la plus faible influence du carbone inorganique dissous issu de la mangrove ou la plus forte influence des particules de la litière issue de l'herbier. En effet, les épisodes de pluies intenses et ponctuels

favoriseraient la fragmentation des feuilles de litière et leur plus grande contribution à la constitution du biofilm sous forme de particules fines. La contribution des détritus de Magnoliophytes à la matière organique associée au sédiment a déjà été montré dans les herbiers à *Zostera marina* dans la mer du Japon par Kharlamenko *et al.* (2001).

II.6. Origine de la matière organique en suspension

Les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des matières en suspension (MES) sont comparables aux valeurs trouvées dans des herbiers de Floride par Vaslet *et al.* (2012). La diffusion du CO_2 et en particulier de l'isotope léger du carbone C^{12} lors de la photosynthèse est facilitée par la petite taille des organismes phytoplanctoniques participant à la constitution des MES (France *et al*., 1998), expliquant ainsi leurs valeurs appauvries en $\delta^{13}C$. Les matières en suspension (MES) sont principalement composées de l'acide gras saturé 18:0 (14,5±6,7%) et de l'acide gras monoinsaturé 18:1ω9 (8,5±2,6%). Ce dernier est connu pour être présent en quantités significatives dans les Algues Rouges et Brunes (Jamieson et Reid, 1972 ; Kelly et Scheibling, 2012). Dans cette étude, le 18:1ω9 contribue de manière importante à la composition des racines et des rhizomes de *Thalassia testudinum* (16-22%), des feuilles de *Rhizophora mangle* en épave sur le sédiment (9%), de la macro-algue Brune *Dictyota* sp. (19%), et en proportion plus faible, à la composition des feuilles de *Thalassia testudinum* (4%), de la litière (5%), de la macro-algue Verte *Anadyomene stellata* (4%), des épiphytes (6%) et du biofilm (3%). Les origines du 18:1ω9 dans les matières en suspension peuvent donc être multiples. Pourtant, cet acide gras semble être principalement issu des tissus de *Rhizophora mangle* et de *Thalassia testudinum*, suite à la solubilisation et au lessivage des composés labiles lors de leur décomposition (Valiela *et al*., 1985). L'absence des acides gras polyinsaturés 18:2ω6 et 18:3ω3 dans les MES alors qu'ils sont présents dans ces plantes vasculaires, peut être attribuée à une diminution de leur quantité au cours de la décomposition (Wannigama *et al.*, 1981 ; Tenore *et al.*, 1984). Le 18:1ω9, en tant qu'acide gras monoinsaturé, se dégrade moins vite que ceux qui sont polyinsaturés. La contribution des Magnoliophytes marins aux MES a déjà été observée (Connolly *et al.*, 2005 ; Alfaro *et al*., 2006).

Les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des MES plus enrichies dans l'herbier côtier que dans celui du large sont en lien avec la composition isotopique et avec la concentration de l'azote inorganique dissous (DIN = nitrate + ammonium) (McClelland et Valiela, 1998 ; Yamamuro *et al*., 2003). La dénitrification est en effet plus importante dans des herbiers proches de la côte (Fourqurean *et al.*, 1997). L'abondante litière de l'herbier côtier et celle

provenant de la mangrove favorise l'augmentation des concentrations en DIN dans les eaux environnantes de l'herbier. De plus, la faible agitation des eaux de l'herbier côtier favorise la stagnation de la matière organique au niveau de l'herbier d'origine au lieu d'être exportée comme dans le cas de l'herbier du large où les eaux sont agitées. En outre, les MES collectées dans l'herbier côtier sont caractérisées par de grandes proportions en 20:5ω3, acides gras communément utilisé pour évaluer l'importance des Diatomées (Canuel *et al.*, 1995 ; Meziane et Tsuchiya, 2000), ainsi que du 22:6ω3 et du 18:4ω3, marqueurs de la présence de Dinoflagellés (Kharlamenko *et al*., 2001 ; Bachok *et al.*, 2003 ; Kelly et Scheibling, 2012). De plus, la présence simultanée du 18:0, du 18:1ω9 et du 18:4ω3 est un indicateur de Dinoflagellés (Napolitano *et al*., 1997). Les MES de l'herbier côtier sont aussi composées d'acides gras marqueurs de bactéries tel que le 15:0 (Volkman *et al*., 1980), le 18:1ω7 (Meziane et Tsuchiya, 2000 ; Kharlamenko *et al*., 2001) et les acides gras ramifiés 15:0+17:0 (Bachok *et al*., 2003) dont les valeurs sont respectivement de 1,5±0,6%, 3,2±0,8%, 2,0±0,5%. Cette composition en acides gras est typique de la matière organique en suspension des eaux marines côtières riches en phytoplancton (Sargent et Whittle, 1981 ; Napolitano *et al*., 1997 ; Kharlamenko *et al.*, 2001 ; Lebreton *et al.*, 2011a). La remise en suspension des bactéries associées aux détritus organiques du sédiment pourrait expliquer la contribution de ces organismes aux MES (Alfaro *et al*., 2006 ; Lebreton *et al*., 2011). La présence de ces bactéries peut aussi provenir de leur association avec la matière organique morte composant les MES. Le mode hydrodynamique calme des eaux de l'herbier côtier favorise le maintien de la production phytoplanctonique autochtone. De plus, les apports en nutriments provenant de la côte, en contribuant au budget en carbone pour le phytoplancton, favorise le développement des micro-algues au niveau de cet herbier (Wafar *et al.*, 1997 ; Ramos *et al*., 2003). La nature plus détritique des MES de l'herbier du large par rapport à celles de l'herbier côtier est montrée par la plus grande proportion en acides gras saturés, en particulier en 18:0, ainsi qu'en acides gras ramifiés 15:0 + 17:0. Ces MES sont influencées par les eaux oligotrophes océaniques entrant dans le lagon par-dessus la barrière récifale. L'exportation de la matière organique particulaire provenant de la mangrove côtière vers les habitats adjacents est en effet limitée (Mfilinge *et al*., 2005).

Comparées à la saison sèche, les MES en saison humide montrent de plus grandes proportions en 16:1ω7 et en 14:0. Cela suggère que cette saison est propice au développement des Diatomées suite à des apports de nutriments en lien avec des épisodes de pluies intenses et ponctuels ayant eu lieu pendant cette période. En effet, la composition en micro-algues du phytoplancton varie dans le temps (Ramos *et al.*, 2003) et dépend en partie des apports d'eau douce et de nutriments (Canuel *et al*., 1995).

III. UTILISATION DES SOURCES DE MATIERE ORGANIQUE PAR LES INVERTEBRES DE L'EPIFAUNE VAGILE

III.1. Contribution des épiphytes

III.1.1. Les Crustacés

L'alimentation des Crustacés est basée sur les micro-algues, comme le montre leur composition en acides gras 20:5ω3 (13%), 16:1ω7 (6%) et 22:6ω3 (6%), marqueurs de ces sources de matière organique (Meziane et Tsuchiya, 2000 ; Bachok *et al.*, 2003 ; Alfaro *et al.*, 2006). Cette préférence alimentaire des Crustacés pour les micro-algues, et notamment les Diatomées (proportion du 20:5ω3 plus élevé que le 22:6ω3), a déjà été observée dans d'autres herbiers, concernant les Crevettes (Loneragan *et al.*, 1997 ; Lee, 2000 ; Abed-Navandi et Dworschak, 2005 ; Alfaro *et al*., 2006) et les Péracarides (Jaschinski *et al.*, 2008 ; Douglass *et al.*, 2011). Or, dans l'herbier côtier, cette source de matière organique contribue de manière importante à la composition des épiphytes. Les abondances plus élevées des Crustacés dans l'herbier côtier par rapport à celui du large peuvent donc s'expliquer par leur consommation préférentielle de micro-algues.

La présence significative du marqueur d'Algues Rouges et (ou) Brunes épiphytes 20:4ω6 (6-12%) dans la composition des Crustacés, ainsi que la proximité des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ entre ces consommateurs et les épiphytes, attestent de l'importance de cette source de matière organique dans leur alimentation. Ainsi, d'après les modèles de mélange, les Crustacés se nourrissent de 16 à 35% d'épiphytes. L'assimilation des épiphytes par les Crustacés est déjà bien connue dans les herbiers (Loneragan *et al.*, 1997 ; Lee, 2000 ; Kaldy *et al*., 2002 ; Douglass *et al*., 2011).

III.1.2. Les Crustacés Péracarides

Les Péracarides, présents dans l'herbier côtier, sont les plus appauvries en $\delta^{13}C$, ce qui traduit une plus forte contribution du biofilm dans leur alimentation. Cela suggère aussi une plus contribution plus élevée du périphyton car, dans cet herbier, la composition en acides gras du biofilm n'est pas différente de celle du périphyton. La présence exclusive de *Hargeria rapax* (Leptocheliidae) en saison sèche est certainement liée à sa préférence alimentaire pour cette source. En effet, celle-ci est présente en plus grande quantité en cette saison, comme le suggère la plus forte charges en épiphytes. *Hargeria rapax* (Leptocheliidae) est classé comme

déposivore en raison de l'importance des fines particules détritiques et des Diatomées dans sa nourriture (Heard, 1982).

Comparés aux Leptocheliidae, les Péracarides Gammaridae se nourrissent de matière organique plus fraîche (rapport AGPI/AGS plus élevé) et en plus grande partie de micro-algues, et d'algues, d'après les proportions plus importantes des marqueurs 20:5ω3 et 22:6ω3 (Sargent et Whittle, 1981) et 18:1ω9 et en 20:4ω6 (Kelly et Scheibling, 2012) respectivement. Les Gammaridae présents dans les herbiers à *Thalassia testudinum* sont en effet connus pour consommer des micro-algues, préférentiellement des Diatomées, et des algues constituant les épiphytes (Zimmerman *et al*., 1979 ; Baggett *et al*., 2010), ainsi que du périphyton, comme cela a déjà été montré dans des herbiers à *Amphibolis* et à *Posidonia* (Jernakoff et Nielsen, 1998). Les Gammaridae sélectionnent activement les micro-algues en raison de leur plus grande digestibilité comparée à celles des Algues Corallinacées, d'après des études réalisées dans des herbiers constitués par d'autres espèces de Magnoliophytes marins en Australie et dans la mer Baltique (Jernakoff et Nielsen, 1998 ; Jaschinski *et al*., 2008). La présence des Gammaridae en saison humide, malgré la plus faible charge en épiphytes et donc en périphyton, s'explique ainsi par leur plus grande plasticité alimentaire par rapport aux Leptocheliidae, montrée par la contribution des algues épiphytes à leur alimentation.

III.1.3. Les Crustacés Anomoures (Paguridae)

Le régime alimentaire des Paguridae, proche de celui des Gammaridae et des Crevettes, est basé sur les micro-algues et les Algues Rouges et (ou) Brunes épiphytes. De plus, la préférence alimentaire des Paguridae pour les Diatomées est moins prononcée que dans le cas des Gammaridae, comme en témoigne la plus contribution plus élevée du marqueur de Dinoflagellés 22:6ω3 à la composition en acides gras des premiers par rapport aux seconds (5% et 2% respectivement). Les Paguridae présents dans les herbiers à *Thalassia testudinum* sont des brouteurs généralistes d'épiphytes (Tunberg *et al.*, 1994 ; Gutierrez *et al*., 2003 ; Hays, 2005). Par ailleurs, les coquilles vides utilisées par les Paguridae peuvent aussi servir de substrat pour la colonisation des épiphytes et sont fréquemment incrustées d'Algues Vertes (Denadai *et al*., 2004). Les pinces de Paguridae constituent aussi des surfaces supplémentaires disponibles pour l'installation des épiphytes (obs. pers). L'ensemble de ces épiphytes nourrissent les Gastéropodes et les Paguridae (Gutierrez *et al*., 2003). Il est à noter que dans l'herbier du large et en particulier en saison sèche, les Paguridae et les Cerithiidae sont les deux familles dominantes en abondance. Celles-ci ne sont pas en compétition pour les sources de nourriture car elles n'occupent pas la même niche trophique, comme le montre leurs signatures isotopiques

et leur différent mode de collecte de nourriture, étant donné que les uns ont des pinces et les autres une radula. La plasticité alimentaire des Paguridae, et la faible compétition pour la nourriture rencontrée par cette famille, permet d'expliquer les fortes abondances de ce Crustacé dans l'herbier du large, en particulier en saison sèche.

III.1.4. Les Crevettes

Le régime alimentaire des Crevettes est basé sur les micro-algues et les Algues Rouges et (ou) Brunes épiphytes, d'après leurs compositions en acides gras et leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$, proches de celle des épiphytes et intermédiaires entre celles des Péracarides et celles des Gastéropodes. Les valeurs isotopiques en $\delta^{15}N$, globalement plus élevées que celles des autres taxons, indiquent une alimentation omnivore, définie par Thompson *et al*. (2007) comme la capacité des consommateurs à se nourrir de sources de matière organique de différents niveaux trophiques. La plasticité alimentaire des Crevettes (Loneragan *et al*., 1997 ; Zupo et Nelson, 1999) et leur capacité à utiliser plusieurs sources de matière organique (Rooney *et al*., 2006), explique la présence de ces Crustacés dans les deux herbiers.

Les Hippolytidae montrent une préférence alimentaire pour les Diatomées, comme en témoigne les plus contributions plus élevées en marqueurs de ces micro-algues (14:0, 20:5ω3 et 16:1ω7) et la plus faible proportion en 20:4ω6, abondant dans les algues épiphytes. En effet, l'espèce *Hippolyte zostericola* (Hippolytidae), présente dans les herbiers à *Thalassia testudinum*, est connue pour brouter préférentiellement des Diatomées épiphytes mais aussi des algues épiphytes, et secondairement de la matière organique détritique (Kitting *et al*., 1984 ; Zupo et Nelson, 1999 ; Baggett *et al*., 2010). Les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des Palaemonidae, plus élevées que celles des Hippolytidae (6-7‰ et 4-5‰ respectivement), suggèrent un degré de carnivorie plus important. Les Palaemonidae, omnivore opportuniste, s'alimentent de la même nourriture que les Hippolytidae mais peuvent aussi consommer ces derniers lorsque ces familles sont en compétition (Zupo et Nelson, 1999). Les plus fortes abondances des Hippolytidae et des Palaemonidae dans l'herbier côtier sont donc certainement en lien avec la préférence alimentaire des Hippolytidae pour les Diatomées.

Comparées à ces deux dernières familles, les familles des Processidae, des Solenoceridae et des Alpheidae se nourrissent de matière organique plus fraîche et constituée en plus grande partie d'Algues Rouges et (ou) Brunes épiphytes, d'après le rapport AGPI/AGS et la proportion en 20:4ω6 plus élevées. Ces familles ne montrent donc pas de préférence alimentaire pour les micro-algues ce qui leur permet d'être aussi abondantes dans l'herbier côtier que dans celui du large. De plus, leurs valeurs élevées en $\delta^{15}N$ suggèrent l'assimilation

d'aliments d'origine animale. Ces trois familles de Crevettes sont ainsi omnivores opportunistes et peuvent aussi consommer des Péracarides et d'autres organismes Décapodes (Bauer, 1985 ; Kneib, 1992). Par ailleurs, les Alpheidae présentent la particularité d'assimiler en plus grande partie les algues épiphytes et les feuilles de *Thalassia testudinum*, d'après les proportions plus importantes en marqueurs associés (20:4ω6 et 18:2ω6 + 18:3ω3) dans leur composition. Le régime alimentaire omnivore basé sur les épiphytes et les Magnoliophytes marins a déjà été remarqué pour l'espèce *Alpheus macellarius* (Alpheidae) dans une étude réalisée aux Philippines (Palomar *et al*., 2004). Les Alpheidae sont ainsi particulièrement bien adaptée à la composition des épiphytes de l'herbier du large, constitués principalement d'algues et de faibles quantités de micro-algues. Les Alpheidae, aussi appelées « Crevettes pistolet » ont une pince spécialisée, qui lorsqu'elle est claquée rapidement, provoque une onde de choc lui permettant de tuer sa proie ou briser une coquille de Gastéropode (Hogarth, 2007). Ainsi, le comportement alimentaire omnivore des Alpheidae (Gore *et al*., 1978) suggère que ces sources de matière organique soient en partie consommées indirectement par l'intermédiaire d'organismes animaux tels que les Gastéropodes (Goldberg, 1971).

III.1.5. Les Gastéropodes

La matière organique consommée par les Gastéropodes est plus fraîche que celle des Crustacés, d'après leur rapport AGPI/AGS deux fois plus élevé. Ils se nourrissent principalement d'algues épiphytes, d'après la forte contribution du 20:4ω6 (13-22%) dans leur composition. D'après les modèles de mélange, les épiphytes constituent de 19 à 32% des aliments assimilés par les Gastéropodes, cette part étant plus faible dans le cas de *Smirigdia viridis* (9-15%). Ces algues épiphytes correspondent certainement aux Algues Corallinacées recouvrant les feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* mais aussi celles qui sont présentes sur les feuilles mortes de la litière. La dominance des Algues Rouges Corallinacées épiphytes dans l'alimentation des Gastéropodes a déjà été montrée dans les herbiers à *Posidonia sinuosa* en Australie (Jernakoff et Nielsen, 1997) et dans les herbiers à *Zostera marina* dans la mer du Japon (Kharlamenko *et al*., 2001). L'importance mineure des micro-algues telles que les Diatomées ou les Dinoflagellés dans l'alimentation des Gastéropodes, traduite par les faibles contributions des marqueurs associés tels que le 20:5ω3 (4%), le 16:1ω7 (2%) et le 22:6ω3 (2%) dans leur composition, a déjà été observée dans les herbiers d'Australie (Jernakoff et Nielsen, 1997). La faible dépendance alimentaire des Gastéropodes vis-à-vis des micro-algues permet d'expliquer la plus forte abondance de ces Invertébrés dans l'herbier du large.

Cerithium atratum est l'espèce de Gastéropode qui domine la communauté de l'épifaune vagile dans l'herbier du large. Comparé aux autres espèces de Gastéropodes, la part de matière organique fraîche dans son alimentation est la plus importante, d'après la valeur du rapport AGPI/AGS plus élevée. La contribution des algues épiphytes est plus élevée dans l'alimentation de *Cerithium atratum* et de *Modulus modulus* que dans celle des autres Gastéropodes (*Hyalina* sp. et *Smirigdia viridis*) comme le montre la proportion en 20:4ω6 dans leur composition (22% et 18% respectivement). D'après les modèles de mélange, ils assimilent ainsi entre 12% et 29% d'épiphytes. En effet, *Cerithium atratum* est un brouteur d'épiphytes (Houbrick, 1980 ; Luczkovich *et al.*, 2002 ; Denadai *et al*., 2004). Equipé d'une radula, il peut racler des algues épiphytes (Padilla, 1985) telles que des Algues Rouges Corallinacées (Nielsen et Lethbridge, 1989). La consommation d'épiphytes par *Modulus modulus* est aussi bien connue (Houbrick, 1980 ; Holzer *et al*., 2011).

Les épiphytes constituent donc la source de matière organique principale à la base du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum* dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin. Tel est le cas dans d'autres réseaux trophiques des herbiers tropicaux (Loneragan *et al.*, 1997 ; Bologna et Heck, 1999 ; Moncreiff et Sullivan, 2001 ; Connolly *et al*., 2005) et tempérés (Lepoint *et al*., 2000 ; Jaschinski *et al*., 2011, 2008).

Les plus fortes proportions des marqueurs d'algues épiphytes (20:4ω6) et de micro-algues (16:1ω7, 20:5ω3, 16:2ω4 et 22:6ω3) et les plus faibles proportions des marqueurs de macrophytes (18:1ω9) et de *Thalassia testudinum* (18:2ω6 et 18:3ω3) dans la composition de la plupart des consommateurs, dans l'herbier côtier par rapport à celui du large (Tableau V-5, 6, 7) reflètent les différences de la composition en acides gras des épiphytes selon les herbiers. Ainsi, l'alimentation des Invertébrés est adaptée à la disponibilité en algues et en micro-algues composant les épiphytes.

III.2. Contribution du biofilm et de la litière

Les moyennes des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des consommateurs sont plus appauvries dans l'herbier côtier (moyenne : -14,2±2,6‰) que dans celui du large (moyenne : -12,7±2,6‰), ce qui est en accord avec les résultats trouvés à Belize par Vaslet *et al.* (2012). Cette différence des moyennes des valeurs en $\delta^{13}C$ des consommateurs de 1,5‰ entre les deux herbiers n'est pas observable pour les épiphytes, dont les valeurs en $\delta^{13}C$ ne varient pas spatialement. Cependant, la même tendance a été observée en comparant les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des feuilles de *Thalassia testudinum* (saison sèche) et de la litière. Cela

suggère la plus forte contribution de ces sources, en particulier de la litière, plus enrichie en $\delta^{13}C$, à l'alimentation des consommateurs dans l'herbier du large et (ou) la plus forte contribution du biofilm, aux valeurs plus appauvries en $\delta^{13}C$, à la nourriture des Invertébrés dans l'herbier côtier.

III.2.1. Contribution du biofilm

Le rôle significatif de la matière organique détritique dans l'alimentation des Crustacés est montré par le rapport AGPI/AGS deux fois plus faible et la contribution plus importante du marqueur bactérien 18:1ω7 à leur composition, par rapport aux Gastéropodes. Dans l'herbier côtier où les Crustacés sont les plus abondants, cette matière organique détritique est principalement associée au biofilm et (ou) à la litière. L'assimilation de la matière organique située à la surface du sédiment par les Crustacés a déjà été montrée dans d'autres types d'herbiers (Loneragan *et al.*, 1997 ; Lee, 2000 ; Kaldy *et al*., 2002 ; Palomar *et al*., 2004 ; Douglass *et al*., 2011).

Le biofilm semble être une source particulièrement importante pour les Péracarides. Leur valeur appauvrie en $\delta^{15}N$ (situées entre 1,7±0,2‰ et 3,3±0,4‰) indique un faible fractionnement isotopique $\Delta\delta^{15}N$ par rapport à leur nourriture. Cela suggère donc un régime alimentaire détritivore (Vanderklift et Ponsard, 2003). De plus, les valeurs en $\delta^{13}C$ des Péracarides (situées entre -19‰ -18‰), plus appauvries que celles du biofilm (situées entre -17‰ et -14‰), suggèrent la contribution d'une source plus appauvrie en $\delta^{13}C$, telle que les feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment ($\delta^{13}C$: -28‰), en considérant un fractionnement isotopique $\Delta\delta^{13}C$ de +0,4‰. Les particules organiques issues de la décomposition des feuilles de palétuviers de la mangrove côtière sont susceptibles d'être transportées dans la colonne d'eau, de participer à la composition du biofilm en se déposant sur le sédiment des herbiers (ou à celle du périphyton en se déposant sur les feuilles de *Thalassia testudinum*), et de contribuer ainsi à l'alimentation des Péracarides. En effet, le transfert de matière organique entre deux habitats côtiers et l'assimilation du carbone provenant de l'un par des organismes vivants dans l'autre, ont déjà été montrés dans des herbiers en Australie (Guest et Connolly, 2004 ; Connolly *et al*., 2005). La dépendance alimentaire vis-à-vis des fines particules détritiques (Heard, 1982) déposées sur les surfaces disponibles dans l'herbier, telles que le sédiment supportant le biofilm et les feuilles de *Thalassia testudinum* supportant le périphyton, est particulièrement important concernant *Hargeria rapax* (Leptocheliidae) qui présente un faible rapport AGPI/AGS et une contribution élevée du marqueur bactérien 18:1ω7 à sa composition. Le biofilm côtier est riche en matière organique et est le siège d'un

développement bactérien important à la différence de celui du large. La qualité nutritive de cette source de matière organique peut donc expliquer la présence exclusive des Péracarides dans l'herbier côtier.

Concernant les Gastéropodes *Cerithium atratum*, *Hyalina* sp. (Sh) et les Crevettes Hippolytidae (Ss), Palaemonidae (Sh) et Processidae (Ss), la contribution du biofilm est plus importante dans l'herbier côtier que dans celui du large, d'après les modèles de mélange. Cela est certainement en lien avec la qualité nutritive du biofilm présent dans cet herbier, observé précédemment. Dans l'herbier côtier, l'enrichissement des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ des consommateurs en saison humide par rapport à la saison sèche, reflétant celles du biofilm, traduit le rôle essentiel de cette source dans l'alimentation des Invertébrés. La plus forte contribution du microphytobenthos, composant du biofilm, à l'alimentation de certains Invertébrés dans des zones au mode hydrodynamique calme, a déjà été montrée dans les herbiers tempérés (Lebreton *et al*., 2011 ; Dubois *et al*., 2014).

Les contributions plus élevées des marqueurs d'algues (20:4ω6) et de micro-algues (20:5ω3, 22:6ω3 et 18:4ω3) ainsi que les plus faibles contributions des marqueurs bactériens (18:1ω7 et acides gras ramifiés 15:0+17:0) dans la composition de certains consommateurs dans l'herbier du large par rapport à l'herbier côtier, reflètent les différences de composition en acides gras du biofilm selon les herbiers. Ainsi, alors que dans l'herbier côtier, le biofilm est plutôt utilisé en tant que source de biomasse bactérienne, dans celui du large, il est utilisé en tant que source de micro-algues, ces dernières étant peu abondantes dans les épiphytes de cet herbier. Le biofilm représente donc une source alternative aux épiphytes dans l'herbier du large. L'importance du biofilm en tant que source complémentaire aux épiphytes dans l'alimentation des mésobrouteurs a déjà été montrée dans les herbiers tropicaux (Moncreiff and Sullivan, 2001) et tempérés (Lepoint *et al*., 2000 ; Jaschinski *et al*., 2008).

III.2.2. Contribution de la litière de feuilles mortes

La litière de feuilles mortes de *Thalassia testudinum* contribue plus à l'alimentation des Gastéropodes *Cerithium atratum* (Ss), *Smirigdia viridis* (Sh), *Hyalina* sp. (Sh) et aux Crevettes de la famille des Processidae (Ss), des Solenoceridae (Sh) et des Alpheidae (Sh) dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier, d'après les modèles de mélange. Les valeurs enrichies en $\delta^{13}C$ des Gastéropodes (excepté *Hyalina* sp.) dans l'herbier du large par rapport à l'herbier côtier, ainsi plus proches de celles de la litière, confirment la plus grande contribution de la litière à leur alimentation. En effet, dans l'herbier du large, la litière est aussi riche en matière organique et présente de plus grandes proportions en Algues Rouges et (ou) Brunes par rapport

aux épiphytes. Par ailleurs, la matière organique des Magnoliophytes marins est utilisée par les bactéries au niveau de la litière (Kirchman *et al.*, 1984 ; Moriarty *et al*., 1986). En effet, les Gastéropodes assimilent celle-ci par l'intermédiaire de la communauté hétérotrophe constituée par les bactéries et les levures (Kharlamenko *et al.*, 2001). La présence significative des acides gras 18:1ω9 (5%) et 18:2ω6 (3-5%), dans la composition des Gastéropodes et en particulier dans celle de *Cerithium atratum* (18:2ω6 : 6% ; 18:1ω9 : 6%), abondants dans les levures (Chen *et al.*, 2001), montre l'importance des micro-organismes associés à la litière dans l'alimentation de ces Invertébrés. Les détritus végétaux constituent en effet une partie de l'alimentation de *Cerithium atratum* (Marcus et Marcus, 1964 ; Denadai *et al*., 2004). Dans l'herbier du large, la litière et les micro-organismes associés apparaissent ainsi comme une source alternative et complémentaire aux épiphytes.

Par ailleurs, la matière détritique constitue une part plus importante dans l'alimentation de *Modulus modulus* que dans celle de *Cerithium atratum*, d'après son rapport AGPI/AGS et ses signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ plus faibles. En effet, la pauvreté en azote de la litière implique un faible fractionnement $\Delta\delta^{15}N$ entre cette source et son consommateur (Lepoint *et al*., 2000 ; Pinnegar et Polunin, 2000 ; Fredriksen, 2003 ; Vanderklift et Ponsard, 2003). De plus, *Modulus modulus* présente une préférence alimentaire pour les micro-algues, comme en témoigne les proportions plus élevées des marqueurs 14:0 (3%), 16:1ω7 (4%), 20:5ω3 (6%) et 22:6ω3 (3%) dans leur composition par rapport à celles des autres Gastéropodes, déjà observé par Houbrick (1980). Ces micro-algues sont certainement associées à la litière car, d'après le modèle de mélange, la contribution de la litière à l'alimentation de *Modulus modulus* est située entre 30% et 38%. La faible importance des épiphytes dans l'alimentation de *Modulus modulus* peut expliquer ses abondances similaires entre le jour et la nuit montrant l'absence de migrations nycthémérale et la manque d'intérêt pour la nourriture située dans la strate foliaire.

La litière joue aussi le rôle d'alternative au biofilm et (ou) au périphyton. Tel est le cas dans l'herbier du large concernant le Gastéropode *Hyalina* sp.. Alors que la contribution de la litière dans l'alimentation de cet Invertébré est plus élevée dans l'herbier du large que dans celui du côtier, d'après les modèles de mélange (24% et 18% respectivement), le biofilm est utilisé de manière préférentielle et contribue jusqu'à 59% (saison sèche) à la nourriture de ce Gastéropode dans l'herbier côtier. Tel est aussi le cas dans l'herbier côtier en saison humide concernant les Gammaridae, comme le suggère les plus fortes proportions relatives en 18:1ω7, le 15:0, 17:1ω9 et la plus faible proportion relative en 18:1ω9 (1,8 fois) dans la composition de cette famille de Péracarides en cette saison. Les Gammaridae, abondants dans la litière de *Thalassia testudinum* (Fenchel, 1970), ne consomment pas directement les tissus des

Magnoliophytes marins, qui sont rejetés sous forme de pelotes fécales, mais assimilent les micro-organismes associés (Zimmerman *et al.*, 1979 ; Robertson et Mann, 1980 ; Duffy et Hay, 2000 ; Kharlamenko *et al*., 2001 ; Lepoint *et al*., 2006). Certaines espèces de Gammaridae étudiés dans les herbiers à Posidonies consomment les micro-organismes associés aux détritus végétaux en grattant la surface pour en retirer l'épiderme (Mancinelli, 2012). Ces consommateurs préfèrent en effet assimiler la communauté de micro-organismes associée aux feuilles en décomposition, de haute valeur nutritive, plutôt que les tissus de plantes eux-mêmes de faibles valeurs nutritionnels (Fenchel, 1977 ; Tenore *et al.*, 1984). Cela est certainement en lien avec la plus faible charge en épiphytes et la plus faible quantité de périphyton associé, en saison humide. Les plus faibles abondances des Gammaridae en saison humide s'expliquent ainsi par le fait qu'ils ne prennent pas le risque de se déplacer la nuit vers la strate foliaire en raison de la plus faible qualité nutritive des épiphytes et utilisent les micro-organismes associés à la litière (Fenchel, 1977) en tant que source alternative. Les Gammaridae peuvent ainsi changer de comportement alimentaire et exploiter divers aliments leur permettant de s'adapter aux variations de la qualité de nourriture disponible, comme cela a été montré pour l'espèce d'amphipode *Ampithoe longimana* dans les herbiers de Caroline du Nord (Cruz-Rivera et Hay, 2001).

Le rôle nutritif de la litière est donc plus important lorsque la disponibilité en épiphytes est plus faible. En effet, la plus faible biomasse des épiphytes dans l'herbier du large, ou durant la saison humide dans l'herbier côtier, implique une plus faible contribution de cette source à l'alimentation des mésobrouteurs et ainsi une modification de leur consommation vers une source alternative (Jaschinski *et al*., 2011). Cette dernière étant ici la litière. L'importance de la litière en tant que voie de transfert principal de la matière organique issue des Magnoliophytes marins est en accord avec d'autres études (Heck et Valentine, 2006 ; Mateo *et al.*, 2006).

III.3. Contribution des feuilles fraîches de *Thalassia testudinum* dans l'herbier du large

L'assimilation minoritaire des feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* par les Invertébrés de l'épifaune vagile est illustrée par les faibles contributions des marqueurs acides gras associés tels que le 18:2ω6 (2-4%) et le 18:3ω3 (1%) (excepté *Smirigdia viridis*). Cela est en accord avec des études réalisées dans les herbiers tropicaux (Morgan et Kitting, 1984 ; Belicka *et al.*, 2012) et dans les herbiers tempérés (Lepoint *et al*., 2000 ; Jaschinski *et al*., 2008 ; Dubois *et al.*, 2014).

Cependant, le Gastéropode *Smirigdia viridis* présente une préférence alimentaire pour cette source de matière organique, dont la contribution est située entre 27 % et 53%, d'après les modèles de mélange. La composition en acides gras de *Smirigdia viridis* présente ainsi des proportions importantes en marqueurs de feuilles de *Thalassia testudinum* tels que le 18:2ω6 (5%) et le 18:3ω3 (9%) (Nichols *et al*., 1986 ; Kharlamenko *et al.*, 2001). Les Neritidae du genre *Smaragdia* sont en effet des spécialistes de la consommation des feuilles fraîches de *Thalassia testudinum* (Holzer *et al*., 2011 ; Unabia, 2011) car cette famille possède une radula lui permettant de perforer la paroi des cellules de ces feuilles et d'en extraire, par aspiration via son odontophore, les nutriments situés dans la protoplasme (Unabia, 2011).

En saison sèche, la contribution des feuilles de *Thalassia testudinum* dans l'alimentation de *Smirigdia viridis* atteint 53% dans l'herbier du large, d'après les modèles de mélange. En saison humide, ces modèles montrent une plus forte contribution de la litière dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier (35% et 47% respectivement). Or, le protoplasme des cellules de feuilles de *Thalassia testudinum* est certainement plus enrichis en $\delta^{13}C$ que les feuilles entières en raison de la présence de lignine dans la composition de ces dernières, appauvri en $\delta^{13}C$ (Benner *et al*., 1987). Les modèles surestiment donc certainement la contribution de la litière à l'alimentation de *Smirigdia viridis* dans l'herbier du large. De plus, la plus grande productivité de l'herbier du large augmente la disponibilité en jeunes feuilles vertes, sélectionnée par *Smirigdia viridis*, car celles-ci ont une paroi cellulaire plus fine et une teneur en protéine plus importante (Bjorndal, 1980) et sont moins chargées en épiphytes (Borowitzka *et al*., 2006) dont la richesse en azote est plus faible (Holzer *et al*., 2011). Donc la contribution des feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* est plus importante dans l'alimentation de *Smirigdia viridis* dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier.

La part des feuilles vivantes *Thalassia testudinum* dans l'alimentation de *Cerithium atratum*, des Paguridae (Sh), des Hippolytidae, des Palaemonidae (Sh) et des Alpheidae (Ss) est plus élevée dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier (10-34% et 5-16% respectivement), d'après les modèles de mélange. Les Alpheidae, dont la consommation de cette source atteint 34% dans l'herbier du large en saison sèche, est en accord avec une étude précédente concernant cette famille réalisée dans les herbiers des Philippines (Palomar *et al.*, 2004). Les feuilles de *Thalassia testudinum* jouent donc le rôle de source alternative aux épiphytes en cas de faible quantité de matière organique disponible. La finesse de la couche des épiphytes au large favorise le raclement des tissus de *Thalassia testudinum*. Les épiphytes de l'herbier du large présentent eux aussi des marqueurs d'herbiers. Les Magnoliophytes marins ont en effet un intérêt nutritif non négligeable lié à leur teneur en protéines (30%), en glucides

solubles (6%) et en lipides (6%) (Lobel et Ogden, 1981 ; Dromard, 2013) ainsi qu'en acides gras essentiels (18:2ω6 et 18:3ω3). La présence de cellulose et la lignine constitue un obstacle à la digestion. Celle-ci peut cependant être facilitée par la présence du calcaire des épiphytes ou par des bactéries dans le système digestif des consommateurs (Lobel et Ogden, 1981).

La stabilité spatiale des métriques isotopiques montre que les réseaux trophiques de l'herbier côtier et de l'herbier du large présentent la même diversité de niches trophiques et la même redondance fonctionnelle malgré les différences de ressources en nourriture disponibles. La capacité d'adaptation des consommateurs (Chesson, 2000) et leur régime alimentaire généraliste et (ou) omnivore permet en effet de stabiliser la dynamique du réseau trophique (Jaschinski *et al*., 2011). L'adaptation du régime alimentaire des consommateurs de l'épifaune vagile à la disponibilité des sources de nourriture présente dans l'herbier a déjà été montrée (Jephson *et al*., 2008 ; Persson *et al.*, 2008 ; Jaschinski *et al*., 2011; Dubois *et al*., 2014).

III.4. Contribution des feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle* dans l'herbier côtier

L'éloignement des valeurs isotopiques en $\delta^{13}C$ des Invertébrés par rapport à celles des feuilles de *Rhizophora mangle* attestent de la faible contribution de cette source à leur alimentation (Loneragan *et al.*, 1997 ; Lee, 2000 ; Kieckbusch *et al*., 2004 ; Bouillon *et al*., 2008 ; Vaslet *et al*., 2012). Les feuilles de *Rhizophora mangle* interviennent indirectement dans le réseau trophique des herbiers, à travers le dépôt de particules issues de leur décomposition à la surface des substrats tels que les feuilles de *Thalassia testudinum* et le sédiment, et participe ainsi à la composition du périphyton et du biofilm respectivement. La contribution mineure de la matière organique issue de la mangrove aux réseaux trophiques des habitats situés dans la partie proche de la barrière récifale d'un lagon a déjà été montrée dans d'autres études (Loneragan *et al*., 1997 ; Lee, 2000). Les feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition n'ont donc pas été prises en considération dans les modèles de mélange. Cela aurait en effet conduit à une surestimation de la contribution de cette source conduisant à un biais de la contribution des autres sources telles que le biofilm en particulier (obs. pers.).

III.5. Contribution des macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp.

La dominance de la proportion relative du 20:4ω6 par rapport au 18:1ω9 dans la composition d'*Anadyomene stellata* (présente dans l'herbier côtier), non observée dans celle

des consommateurs, suggère que cette macro-algue verte ne contribue pas à leur alimentation. L'absence de l'acide gras 16:1ω5 dans la composition des consommateurs alors qu'il est présent dans celle de *Dictyota* sp. suggère que cette macro-algue brune ne participe pas à leur nourriture. Cette macro-algue brune sécrète en effet des terpènes, connus pour être des molécules de défense face à l'herbivorie (Vallim *et al*., 2005). De plus, ces macro-algues sont dispersées dans les herbiers (obs. pers.) et ne représentent pas une forte biomasse disponible. Elles ne constituent donc pas une source de matière organique majeure dans le réseau trophique des herbiers. Par ailleurs, la proximité des signatures isotopiques du carbone de ces macro-algues avec celles des épiphytes et des consommateurs aurait conduit à une surestimation de la contribution de ces sources si elles avaient été incluent dans les modèles de mélange (obs. pers.).

III.6. Différences saisonnières de la contribution des sources de matière organique à l'alimentation des Invertébrés

La majorité des consommateurs étudiés tels que *Cerithium atratum*, *Smirigdia viridis*, *Hyalina sp.* (Co), les Gammaridae (Co, N), les Paguridae, les Processidae (La) et les Alpheidae (La) sont 2 à 5 fois plus concentrés en acides gras totaux en saison sèche qu'en saison humide. De plus, les Invertébrés présentent des contributions de divers acides gras (20:4ω6, 18:1ω9, 18:2ω6, 18:3ω3, 14:0, 16:1ω7, 20:5ω3, 16:2ω4, 22:6ω3, 18:1ω7 et des ramifiés 15:0+17:0) plus élevées en saison sèche qu'en saison humide. En outre, la moyenne des distances au centroïde (CD), plus élevée en saison sèche qu'en saison humide, indique la plus grande diversité des niches trophiques occupées par les Invertébrés (Abrantes *et al*., 2014). Donc, en saison sèche, les consommateurs occupent une plus grande diversité de niches trophiques en raison de la plus grande richesse et de la plus grande diversité en matière organique et en acides gras polyinsaturés des sources par rapport à la saison humide.

Cela est certainement en lien avec les plus faibles abondances relatives et totales des Invertébrés de l'épifaune vagile en saison humide. En cette saison, la plus faible qualité nutritive des épiphytes présents sur les feuilles de *Thalassia testudinum* conduirait les Invertébrés à moins sortir la nuit dans la strate foliaire, leur évitant ainsi de prendre le risque de prédation. Ils restent donc dans la litière, dont la communauté de micro-organismes associés, leur permet de compléter leurs besoins nutritionnels. L'importance nutritive de la litière et des communautés hétérotrophe associées est ainsi plus importante en saison humide. L'influence significative des variations saisonnières de la biomasse des épiphytes sur l'abondance des

mésobrouteurs a déjà été montrée dans les herbiers tempérés (Nelson et Waaland, 1997 ; Fong *et al*., 2000 ; Jaschinski *et al.*, 2011).

Dans l'herbier côtier, la plus faible charge en épiphytes en saison humide explique l'absence des Tanaïdes en cette saison en raison de leur préférence alimentaire pour le périphyton associé aux épiphytes. La plasticité alimentaire des Gammaridae permet le maintien de la niche trophique associée aux Péracarides en saison humide. Dans l'herbier du large, la fluctuation saisonnière de la qualité des sources de nourriture implique un changement dans la structure du réseau trophique. Dans cet herbier, en saison humide, la valeur de l'écart-type de la distance moyenne au plus proche voisin (SDNND) est la plus faible, ce qui indique une redondance trophique plus importante (Layman *et al*., 2007 ; Abrantes *et al*., 2014). En effet, la majorité des Invertébrés tels que les Crevettes et les Gastéropodes *Cerithium atratum* et *Hyalina* sp. occupent des niches trophiques proches, d'après leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$. Les Paguridae y sont peu abondants ce qui peut signifier que la disponibilité des des sources de matière organique en présence n'est pas suffisante pour combler les besoins nutritionnels de ce Crustacé. Cela est certainement en lien avec la plus faible richesse en matière organique de la litière en saison humide, d'après la plus faible concentration en acides gras totaux de cette source et la plus faible proportion en marqueur de Diatomées et (ou) de Cyanobactéries (16:1ω7), qui ne joue ainsi pas son rôle de source alternative aux épiphytes dans ce cas.

Par ailleurs, en saison humide, le rôle des Dinoflagellés semble plus important dans l'alimentation des Gastéropodes *Modulus modulus* (Co), *Smirigdia viridis* et *Hyalina sp.* (Co) et de la Crevettes Solenoceridae (Co), d'après la plus grande part du 22:6ω3 dans leur composition. Ces micro-algues représentent probablement une alternative aux Diatomées, dont la quantité est limitée en raison des plus faibles concentrations en acides gras de la litière et de la plus faible charge en épiphytes observées en saison humide.

La plasticité alimentaire des mésobrouteurs leur permet de s'adapter aux modifications de la disponibilité en nourriture et leur permet de changer d'alimentation selon les périodes de l'année (Jaschinski *et al*., 2011).

III.7. Différences entre le jour et la nuit

Certains Crustacés tels que les Paguridae, les Gammaridae, les Alpheidae, les Hippolytidae et les Palaemonidae présentent des différences significatives de leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et (ou) $\delta^{15}N$ selon les périodes du jour et de la nuit. De plus, les Gammaridae

et les Hippolytidae sont parfois plus concentrées en acides gras totaux le jour que la nuit. Or, les isotopes stables du carbone et de l'azote ainsi que la composition en acides gras sont des analyses qui intègrent le régime alimentaire des consommateurs sur un temps qui est en général de quelques mois selon le temps de renouvellement des tissus de l'organisme. Cela suggère ainsi que les espèces ou les populations collectées la nuit diffèrent de celles collectées durant le jour. La compétition interspécifique des Invertébrés pour la nourriture peut ainsi être évitée par une séparation temporelle du moment auquel ils se nourrissent permettant le partitionnement des ressources utilisées. Par ailleurs, ces Crustacés, et en particulier, les Gammaridae, les Hippolytidae et les Palaemonidae ont été analysés entiers.

IV. TRANSFERT DE MATIERE ORGANIQUE DE L'EPIFAUNE VAGILE VERS LA FAUNE ICHTYOLOGIQUE

L'étude des contenus stomacaux a été réalisée sur 28 espèces de poissons qui sont les plus abondantes dans les herbiers à *Thalassia testudinum* du Grand Cul-de-Sac Marin (Aliaume *et al*., 1990 ; Baelde, 1990 ; Blanc *et al*., 2001; Bouchon-Navaro *et al*., 2004 ; Kopp *et al*., 2007). Les individus ont tous été prélevés au stade juvénile confirmant le rôle de nurserie joué par les herbiers (Baelde, 1990 ; Cocheret de la Morinière *et al*., 2002 ; Nagelkerken et van der Velde, 2002 ; Heck Jr *et al*., 2003 ; Bouchon-Navaro *et al*., 2004). La signature isotopique moyenne $\delta^{13}C$ des poissons (-13,4±2,1‰), proche de celle des épiphytes (-13,2±1,6‰), confirme que cette source de matière organique est à la base du réseau trophique. Il existe cependant des différences de régimes alimentaires selon les groupes trophiques, les sites et les saisons.

IV.1. Les carnivores de premier ordre

La grande majorité des effectifs (74%) et des espèces (68%) des poissons collectés dans les herbiers à *Thalassia testudinum* du Grand Cul-de-Sac Marin appartient au groupe trophique des carnivores de premier ordre (CI), connus pour dominer les communautés de poissons dans les herbiers des Antilles (Bouchon-Navaro *et al*., 1992, 2004 ; Kopp *et al.*, 2007), du Japon (Nakamura *et al*., 2003) et d'Australie (Edgar et Shaw, 1995). Les CI, définis par Bouchon-Navaro *et al*. (1992) comme les poissons consommant des Invertébrés benthiques, ont en effet un régime alimentaire basé sur les Crustacés, principalement les Péracarides (Tanaïdes et Amphipodes) et les Crevettes, d'après leurs contenus stomacaux et leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$, proches de celles de ces proies. Les Péracarides et les Crevettes sont les Crustacés les plus abondants dans les communautés de l'épifaune vagile, et constituent en effet la majeure partie des proies recherchées par les poissons dans les herbiers de la région Caraïbe (Randall, 1967 ; Cocheret de la Morinière *et al*., 2003 ; Nagelkerken *et al*., 2006 ; Vaslet *et al.*, 2012), de la Méditerranée (Bell et Harmelin-Vivien, 1983), d'Australie (Edgar et Shaw, 1995) et du Japon (Nakamura *et al*., 2003 ; Nakamura et Sano, 2005).

Les CI sont responsables des effectifs plus importants et du plus grand nombre d'espèces dans l'herbier côtier par rapport à celui du large dans le Grand Cul-de-Sac Marin, ce qui a déjà été observé précédemment (Bouchon-Navaro *et al*., 2004 ; Kopp *et al.*, 2007). Cela est certainement en lien avec la plus grande abondance des Crevettes et des Péracarides dans cet

herbier côtier. La distribution des poissons selon les herbiers est donc en partie conditionnée par la disponibilité en nourriture (Edgar et Shaw, 1995 ; Nakamura *et al*., 2003 ; Nagelkerken *et al*., 2006). La relation positive entre les effectifs de poissons et l'abondance de nourriture a aussi été établie dans l'habitat de mangrove (Laegdsgaard et Johnson, 2001).

Les proies consommées par *Ocyurus chrysurus*, espèce dont les effectifs sont majoritaires parmi les CI, reflètent les abondances de celles-ci dans les herbiers. En effet, dans l'herbier côtier, les individus ingèrent principalement des Tanaïdes, des Amphipodes et des Crevettes tandis que dans celui du large, ils s'alimentent de Crevettes et d'Anomoures (Paguridae). De plus, la plus grande importance des Tanaïdes en saison sèche (dans l'herbier côtier), des Amphipodes (dans l'herbier côtier) et des Crevettes en saison humide dans leur estomac, reflète les différences d'abondances de ces Crustacés dans les communautés de l'épifaune vagile selon les saisons. Ces poissons ont donc la capacité de s'adapter aux proies présentes à travers leur comportement alimentaire opportuniste.

Globalement, il semble que les poissons consomment préférentiellement, dans l'ordre, les Tanaïdes, les Amphipodes, les Crevettes puis les Anomoures Paguridae, d'après l'indice d'électivité. Cela est certainement en lien avec la dépense énergétique nécessaire à la capture de la proie (Lukoschek et McCormick, 2001). Les Tanaïdes marcheurs, pourraient être plus facile à capturer que les Amphipodes et les Crevettes, nageurs et donc plus mobiles. Ces proies généralement chassées la nuit, se déplacent à découvert dans la strate foliaire durant cette période, contrairement au jour où ils sont cachés dans la litière. Les Paguridae se meuvent eux aussi dans la strate foliaire durant la nuit. Leur coquille de Gastéropodes leur permet alors une dissimulation rapide vis-à-vis des prédateurs et expliquerait aussi la faible présence des Gastéropodes dans les estomacs des CI. Par ailleurs, les Gastéropodes, bien moins concentrés en acides gras que les Crustacés, constituent une proie moins nutritive en termes lipidiques que ces derniers, expliquant leur faible consommation par les CI.

Dans l'herbier côtier, les niveaux trophiques des CI sont plus diversifiés comme en témoigne à la fois les valeurs en $\delta^{15}N$, l'étendue de ces valeurs et le nombre d'espèces CI, plus élevés que dans celui du large. Ainsi, les CI présentent des différences de régimes alimentaires, d'après leurs contenus stomacaux et leurs signatures isotopiques. Dans l'herbier côtier en saison sèche, les espèces du genre *Lutjanus* sélectionnent activement les Brachyoures. L'espèce *Lutjanus griseus* consomme en effet 29% de Brachyoures dans les herbiers de la baie de Floride (Harrigan *et al*., 1989). Dans l'herbier côtier, les espèces *Serranus flaviventris*, *Lutjanus apodus* et *Lutjanus griseus* présentent la particularité de s'alimenter d'Isopodes, présents uniquement en saison sèche dans l'herbier côtier. *Lutjanus apodus* sélectionne activement cette proie,

d'après l'indice d'électivité. La diversité des préférences alimentaires des CI est favorisée par la plus grande diversité de Crustacés présents dans l'herbier côtier. Dans l'herbier côtier, l'ingestion de végétaux par *Eucinostomus gula* en saison humide ainsi que son niveau trophique proche de celui des omnivores, montre que cette espèce est omnivore pendant cette saison. L'observation de matière organique non identifiée (MONI) dans les estomacs de *Gobionellus oceanicus* suggère une alimentation pauvre en Crustacés. Bien que cette espèce ait été classée dans le groupe trophique des CI (Caberty *et al*., 2004), ses signatures isotopiques appauvries en $\delta^{15}N$ et enrichies en $\delta^{13}C$, proches de celles de la litière, suggèrent un régime alimentaire détritivore, ce qui est en accord avec une étude réalisée dans les herbiers du Brésil (Vasconcelos Filho *et al*., 2009). L'espèce *Gerres cinereus* semble avoir comportement alimentaire en lien avec le sédiment et (ou) le biofilm comme en témoigne la présence significative de sédiment et de MONI dans son estomac. La sélection importante que *Gerres cinereus* pratique vis-à-vis des des Tanaïdes pourrait être en lien avec une période de chasse durant le jour au niveau de la litière. Les espèces présentes en faibles effectifs dans l'herbier côtier « Autres CI », telles que *Citharichthys spilopterus*, *Achirus lineatus*, *Sphoeroides testudineus*, *Bairdiella ronchus*, présentent des niveaux trophiques proches de ceux des omnivores et (ou) des herbivores, et occupent donc des niches trophiques distinctes de la majorité des CI. La compétition interspécifique des CI pour la nourriture peut ainsi être évitée par une séparation spatiale des lieux de chasse (Ogden et Zieman, 1977 ; Nagelkerken *et al*., 2006). Cela montre ainsi le partitionnement des ressources utilisées (Nagelkerken *et al*., 2006).

Dans l'herbier du large, les effectifs des espèces de CI autres qu'*Ocyurus chrysurus* sont faibles. L'espèce *Halichoeres bivittatus*, connue pour être principalement présente dans les herbiers proches du récif (Kopp *et al*., 2007), montre une préférence alimentaire pour les Anomoures (Paguridae) et sélectionne activement les Brachyoures. Ses signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ traduisent la consommation d'un mélange de Crevettes et d'Anomoures (Paguridae), dont l'importance est confirmée par l'enrichissement en $\delta^{15}N$ à la fois de cette espèce et de ses proies selon les saisons. L'espèce *Eucinostomus argenteus* ingère des Annélides, qui pourraient se trouver au niveau du sédiment, bien qu'il ait été montré l'importance mineure de l'endofaune dans le régime alimentaire des poissons dans les herbiers de la Caraïbe (Nakamura *et al*., 2003) et d'Australie (Edgar et Shaw, 1995). De plus, l'ingestion par cette espèce de MONI suggère un comportement alimentaire en lien avec le biofilm. Il est à noter que les Annélides ne sont cependant pas cantonnés à l'endofaune. Cela montre la nécessité pour les CI de l'herbier du large d'être capable de capturer des proies difficilement accessibles telles que les Anomoures,

dissimulés dans leurs coquilles de Gastéropodes et (ou) de chasser dans d'autres espaces que la strate foliaire tels que la litière et le sédiment.

Les niches trophiques des poissons sont plus diversifiées en saison sèche qu'en saison humide, d'après la valeur de l'aire de l'ellipse standard de l'espace trophique (SEA), plus faible en saison humide. En saison humide, l'absence des Tanaïdes dans l'herbier côtier et la très faible abondance des Paguridae dans l'herbier du large, ont pour effet de diminuer la diversité des niches trophiques occupées par les poissons. Ceci est certainement en lien avec la plus faible diversité des niches trophiques des Invertébrés de l'épifaune vagile en saison humide mais aussi les plus faibles abondances de ces Invertébrés en cette saison.

L'alimentation des CI ne dépend pas seulement de la disponibilité des Invertébrés de l'épifaune vagile mais aussi de celle des Copépodes du zooplancton. En effet, les valeurs isotopiques en $\delta^{15}N$ des CI et en particulier de celles d'*Ocyurus chrysurus* et du zooplancton suivent la même tendance et sont enrichies dans l'herbier côtier par rapport à celui du large. De plus, l'acide gras 22:6ω3, qui contribue fortement à la composition en acides gras d'*Ocyurus chrysurus*, est présent en proportion significative à la fois dans le zooplancton et dans les planctonophages, consommateurs de zooplancton par définition. Les CI assimilent donc de manière significative le zooplancton. D'ailleurs, les zooplanctonophages sont généralement considérés comme des CI.

L'importance de l'ingestion de zooplancton par *Ocyurus chrysurus* a particulièrement été mise en évidence dans l'herbier du large en saison humide, à travers la présence de 100% de Copépodes dans les estomacs de 164 individus de cette espèce. Il n'est pas exclue que ces Copépodes puissent provenir du sédiment. Dans cet herbier du large, les sources de nourriture sont moins diversifiées que dans celui du côtier, d'après la faible étendue des valeurs en $\delta^{13}C$. De plus, dans cet herbier, les niches trophiques des communautés de poissons sont moins diversifiées en saison humide qu'en saison sèche, d'après la plus faible distance au centroïde (CD) en cette saison. En effet, dans l'herbier du large en saison humide, les Crevettes représentent les principales proies disponibles, d'après la proximité entre les signatures isotopiques des poissons et celles de ces Crustacés. Les Copépodes du zooplancton, par ailleurs riches en acides gras essentiels 22:6ω3, apparaissent alors comme une source alternative aux Crustacés de l'épifaune vagile dans l'alimentation des individus d'*Ocyurus chrysurus* de petite taille. Il est possible que l'ingestion de Copépodes dans l'herbier côtier n'ait pas été observée en raison du caractère ponctuel de l'information donnée par les contenus stomacaux. Les signatures isotopiques des CI et du zooplancton sont ainsi plus proches dans l'herbier côtier que dans celui du large. Le zooplancton est d'ailleurs constitué de matière organique plus fraîche,

d'après son rapport AGPI/AGS plus élevé, et plus riche en acides gras polyinsaturés dans l'herbier côtier. La distribution de certaines espèces de poissons dans le GCSM a ainsi déjà été attribuée en partie aux concentrations de zooplancton (Blanc *et al*., 2001).

Il existe des variations ontogéniques du régime alimentaire de l'espèce *Ocyurus chrysurus*, déjà observées dans les herbiers de la région Caraïbe (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003). Les jeunes individus préfèrent consommer des Péracarides tandis que les plus grands s'alimentent plutôt de Crevettes, comme en témoignent leurs contenus stomacaux dans l'herbier côtier et leurs signatures isotopiques enrichies en ^{13}C et en ^{15}N en saison sèche dans l'herbier côtier et en $\delta^{13}C$ en saison humide dans celui du large. Ces différences de signatures isotopiques traduisent une augmentation du niveau trophique et une plus forte consommation de sources enrichies telles que les Crevettes. L'observation des cohortes d'individus de l'espèce *Ocyurus chrysurus* observées dans l'herbier côtier, est certainement en lien avec la possibilité d'y trouver à la fois des Crustacés de petite taille tels que les Péracarides et d'autres de plus grande taille et (ou) plus mobiles tels que les Crevettes, suivant ainsi les variations ontogéniques de leur régime alimentaire. Cela rejoint l'idée selon laquelle la capture des Péracarides par les poissons nécessite une dépense énergétique plus faible que celle associée à la capture des Crevettes. Le changement d'alimentation des poissons vers des proies de plus grande taille est certainement en lien avec l'augmentation de l'espace de chasse associé à leur plus grande mobilité (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003).

En outre, le zooplancton contribue plus à l'alimentation des individus d'*Ocyurus chrysurus* de petite taille qu'à celle des plus grands comme en témoigne la proportion plus élevées du 22:6ω3 (en saison sèche, sur les deux herbiers) dans leur composition. L'importance des Copépodes dans l'alimentation des juvéniles d'*Ocyurus chrysurus* a déjà été montrée dans les herbiers à *Thalassia testudinum* de la région Caraïbe (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003). Les plus grands individus présentent quant à eux une plus forte contribution de l'acide gras marqueur de micro-algues 20:5ω3 traduisant ainsi la plus grande part de cette source dans leur alimentation à travers la consommation de Crustacés de l'épifaune vagile. L'ingestion en grande quantité de Copépodes (100% de Copépodes) par 164 jeunes individus (entre 3 et 7 cm) de l'espèce *Ocyurus chrysurus* en saison humide dans l'herbier du large, atteste de la préférence alimentaire des jeunes individus pour ces Crustacés, susceptibles de représenter une proie plus facilement accessible que les Crevettes ou les Anomoures (Paguridae) de la strate foliaire. Avant de migrer vers le récif, les juvéniles de poissons passent d'une alimentation basée sur les petits Crustacés tels que les Péracarides et les Copépodes vers une alimentation basée sur les Crevettes puis sur les poissons, comme cela a déjà été observé dans les herbiers de la Caraïbe

(Cocheret de la Morinière *et al*., 2003) mais aussi en Australie (Edgar et Shaw, 1995). Ces variations ontogéniques du régime alimentaire des poissons sont certainement en lien avec la taille de la bouche (Lukoschek et McCormick, 2001), l'étendue du territoire de chasse (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003), la plus grande capacité à chasser (Juanes, 1994) et le partitionnement des niches diminuant la compétition intraspécifique (Holbrook et Schmitt, 1992).

La distribution des effectifs de poissons selon les sites est aussi déterminée par la complexité structurale des herbiers en relation avec le risque de prédation. Cela a déjà été observé dans les herbiers du GCSM (Baelde, 1990 ; Blanc *et al.*, 2001), de la région Caraïbe (Cocheret De La Morinière *et al*., 2004) et dans la mangrove en Australie (Laegdsgaard et Johnson, 2001). Ainsi, la plus faible complexité de l'herbier du large lui confère une moins grande valeur de refuge et de protection contre les prédateurs ce qui explique en partie les plus faibles abondances de juvéniles de poissons. Le plus faible nombre de poissons de grande taille dans l'herbier du large peut s'expliquer par le fait que la pression de prédation y est plus forte car l'herbier ne joue pas son rôle d'abri autant que l'herbier côtier (Hyndes *et al*., 2003).

La contribution mineure de la mangrove à l'alimentation des poissons est montrée par l'éloignement des signatures isotopiques des feuilles de palétuviers *Rhizophora mangle*, très appauvries en $\delta^{13}C$ (-28‰), par rapport à celles de ces consommateurs. Le rôle limité de la mangrove en tant que source de nourriture pour les poissons résidents temporaires de mangrove ou d'herbiers a déjà été montré dans la région Caraïbe (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003 ; Nagelkerken et van der Velde, 2004 ; Vaslet *et al*., 2012) et dans la baie de Gazi au Kenya (Marguillier *et al*., 1997). Cependant, la proximité de la mangrove revêt tout de même une certaine importance dans la distribution des poissons selon la localisation des herbiers dans la baie (Bouchon-Navaro *et al*., 1992). Les prédateurs sont moins nombreux dans des herbiers proches de la mangrove que dans ceux situés à proximité du récif corallien réduisant ainsi le taux de mortalité (Parrish, 1989) et expliquant les plus fortes abondances de juvéniles dans l'herbier côtier. La complexité structurale de la mangrove et son rôle de refuge pour les poissons récifaux sont bien connus (Nagelkerken *et al*., 2002 ; Kieckbusch *et al*., 2004 ; Mumby *et al*., 2004 ; Lugendo *et al*., 2006 ; Dorenbosch *et al*., 2007).

IV.2. Les omnivores

Après les CI, les poissons omnivores appartiennent au groupe trophique le plus important en effectifs collectés pour l'étude des contenus stomacaux. Le niveau trophique des

omnivores, similaire à celui des herbivores et plus faible que celui des carnivores, (si *Gobionellus oceanicus* n'est pas pris en compte) reflète leur alimentation basée principalement sur des végétaux. La présence significative de divers acides gras (22:6ω3, 20:4ω6, 18:1ω9, 20:5ω3) dans la composition des omnivores témoigne de la diversité de leur régime alimentaire. Ils sont en majeure partie collectés dans l'herbier côtier, comme cela a déjà été observé dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin (Vaslet, 2009), et sont représentés principalement par les espèces *Archosargus rhomboidalis* (10%) et *Diapterus rhombeus* (6%). Celles-ci consomment principalement des végétaux (70%). Le régime alimentaire des omnivores est aussi composé de Crustacés de l'épifaune vagile tels que les Tanaïdes (15%) et les Amphipodes (7%). La consommation d'Invertébrés et d'au moins 10% de végétaux est en accord avec la définition de ce groupe trophique donné par Bouchon-Navaro *et al*. (1992).

Dans l'herbier côtier en saison sèche, l'espèce *Archosargus rhomboidalis* consomme de plus grandes quantités de Tanaïdes que *Diapterus rhombeus* comme en témoignent leurs contenus stomacaux et l'appauvrissement des signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ d'*Archosargus rhomboidalis* (-13,8±1,1‰) par rapport à celles de *Diapterus rhombeus* (-11,9±1,0‰), à l'image de cette source. Comparé à *Diapterus rhombeus, Archosargus rhomboidalis* préfère assimiler des algues et des micro-algues épiphytes comme le montre les contributions plus importantes des marqueurs acides gras correspondants (le 18:1ω9 et le 20:4ω6 d'une part, le 20:5ω3 et le 16:1ω7 d'autre part), de manière directe par la consommation d'algues et de micro-algues épiphytes ou indirecte *via* la consommation de Péracarides. *Diapterus rhombeus* consomme plus de Gastéropodes, d'après ses contenus stomacaux et ses signatures isotopiques plus enrichies en $\delta^{13}C$, à l'image de cette source. *Diapterus rhombeus* semble aussi consommer plus de Copépodes, comme le montre ses plus fortes proportions en 22:6ω3. Le partitionnement des niches trophiques des omnivores permet ainsi une moindre compétition entre les espèces d'un même groupe trophique. L'espèce *Archosargus rhomboidalis,* couramment observée en mangrove, est considérée comme une espèce à large répartition et n'est pas influencée par les variables du milieu (Vaslet, 2009).

Archosargus rhomboidalis consomme de plus grandes quantités de Tanaïdes en saison sèche qu'en saison humide d'après ses contenus stomacaux et l'appauvrissement de ces signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ en cette saison. En saison humide, le zooplancton contribue plus à l'alimentation des omnivores qu'en saison sèche, d'après les proportions en 22:6ω3 plus élevées dans leur composition en cette saison. Dans l'herbier côtier, la qualité du zooplancton est en effet plus élevée en saison humide qu'en saison sèche, d'après la plus forte concentration

en acides gras de cette source. Il est donc possible qu'*Archosargus rhomboidalis* compense la plus faible présence des Tanaïdes par la consommation de Copépodes.

Les contenus stomacaux montrent qu'il existe une variation ontogénique du régime alimentaire d'*Archosargus rhomboidalis*. La part de végétaux ingérée par les plus grands individus est plus élevée comparée à celle des plus petits, ce qui est en accord avec une étude réalisée dans la Baie de Biscayne en Floride (Vaughan, 1978). En effet, un individu plus jeune a des besoins nutritionnels en protéines plus important qu'un individu en fin de croissance expliquant ainsi le passage d'une alimentation riche en Crustacés à une alimentation qui en est plus appauvrie (Vaughan, 1978). L'augmentation de la consommation de matière organique végétale avec l'âge est en lien avec l'augmentation de la longueur de l'intestin permettant de rendre la digestion de la cellulose plus efficace (Kramer et Bryant, 1995).

Collecté dans l'herbier du large, *Monacanthus ciliatus* ingère principalement de la matière organique qui n'a pas pu être identifiée et qui pourrait être d'origine détritique. L'alimentation de base de cette espèce semble être les épiphytes, d'après ses signatures isotopiques. *Monacanthus ciliatus* présente des signatures plus appauvries en $\delta^{13}C$ et plus enrichie en $\delta^{15}N$ en saison sèche qu'en saison humide, tendance suivie par les Invertébrés. Cette espèce est en effet connue pour ingérer des algues, des détritus organiques, des feuilles de *Thalassia testudinum* mais aussi des Crustacés tels que des Copépodes, des Décapodes et des Péracarides (Randall, 1967).

IV.3. Les herbivores

Les poissons herbivores sont peu nombreux, que ce soit en termes d'effectifs ou d'espèces, ce qui a déjà été observé dans les herbiers des Antilles françaises (Bouchon-Navaro *et al*., 2004). Les herbivores assimilent de la matière organique végétale fraîche comme en témoigne les valeurs des rapports ω9/ω6 faibles et ceux du ω6/ω3 et du AGPI/AGS (acides gras polyinsaturés/acides gras saturés) élevés (Dalsgaard *et al*., 2003) ainsi que l'ingestion de Végétaux (55%) et de Matière Organique Non Identifiée (MONI) (45%).

Les herbivores assimilent principalement des algues épiphytes présentes sur les feuilles de *Thalassia testudinum*, comme le traduit la contribution plus élevée du 20:4ω6 (15%) dans leur composition et la proximité de leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ avec cette source. La préférence alimentaire pour les algues épiphytes présentes sur la partie la plus âgée des feuilles de *Thalassia testudinum* a déjà été observée pour l'espèce *Sparisoma radians* (Lobel et Ogden,

1981). La présence des épiphytes sur les feuilles favorise la digestibilité en augmentant la part de protéines et en réduisant la part de cellulose ingérée (Lobel et Ogden, 1981).

L'importance mineure des feuilles de *Thalassia testudinum* pour les herbivores est montrée par les faibles proportions en acides gras marqueurs de cette source tels que le 18:2ω6 et le 18:3ω3 ainsi que l'éloignement entre les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ de ces poissons et celles de cette source de carbone. Le comportement alimentaire de *Sparisoma radians* consistant à mordre les feuilles de *Thalassia testudinum* de préférence recouvertes d'épiphytes (Lobel et Ogden, 1981) a conduit à l'observation de fragments de Magnoliophytes marins dans leur tube digestif (Randall, 1967 ; Lobel et Ogden, 1981 ; Dromard, 2013). L'ingestion accidentelle de feuilles de Magnoliophytes lors de la capture d'épiphytes par des poissons herbivores Scaridae a déjà été observée dans les herbiers d'*Enhalus acoroides* dans la baie d'Amitori au Japon (Nakamura *et al*., 2003).

Bien que faible, la dépendance alimentaire des herbivores vis-à-vis des feuilles de *Thalassia testudinum* est plus importante dans l'herbier du large. En effet, dans cet herbier, les espèces *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* sont plus enrichis en $\delta^{13}C$, et sont ainsi plus proches de cette source de carbone. De plus, en saison sèche, les marqueurs acides gras de *Thalassia testudinum* (18:2ω6 et 18:3ω3) contribuent plus à la composition de *Sparisoma radians* dans l'herbier du large que dans l'herbier côtier. Il est à noter qu'en saison sèche, cette espèce présente une plus grande part du marqueur d'algues épiphytes 20:4ω6 dans l'herbier du large. Cela indique que *Sparisoma radians* s'alimente d'algues épiphytes présentes sur les feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* mais aussi sur celles qui sont mortes au niveau de la litière. La plus grande contribution des feuilles de *Thalassia testudinum* à l'alimentation des herbivores dans l'herbier du large pourrait s'expliquer par les plus faibles quantités d'algues épiphytes présentes à leur surface par rapport à l'herbier côtier. De plus, la plus grande productivité de l'herbier du large fournit des quantités plus importantes de jeunes feuilles vertes, pauvres en cellulose et donc plus riches en glucides simples et en protéines. Les effectifs plus importants des herbivores dans l'herbier du large, en particulier des espèces *Cryptotomus roseus*, *Sparisoma radians* et *Scarus iseri*, déjà observées dans le GCSM (Aliaume *et al*., 1990 ; Bouchon-Navaro *et al*., 2004 ; Kopp *et al*., 2007) et en Martinique (Bouchon-Navaro *et al*., 1992), ont ainsi été attribués à la plus forte productivité de ces herbiers (Bouchon-Navaro *et al*., 1992).

Dans l'herbier côtier en saison sèche, les signatures isotopiques en $\delta^{15}N$ des herbivores *Sparisoma radians* et *Scarus iseri*, située autour de 8‰, suggèrent la consommation de phytoplancton présent dans les MES dont les valeurs en $\delta^{15}N$, autour de 5‰ sont compatibles

avec un fractionnement $\Delta\delta^{15}N$ de 3,2‰. Les valeurs en $\delta^{13}C$ de ces herbivores suggèrent la consommation d'un mélange de MES et d'épiphytes en considérant un fractionnement $\Delta\delta^{13}C$ de 0,5‰. La contribution significativement plus forte du marqueur de Dinoflagellés 22:6ω3 (16% *vs* 7%) dans la composition de *Sparisoma radians* de l'herbier côtier par rapport à celle de l'herbier du large, tendance aussi observée dans la composition des MES, confirme la contribution de cette source dans l'alimentation des herbivores. Ces éléments traduisent certainement la consommation de périphyton associés aux épiphytes et issu du dépôt de matières en suspension. La consommation de périphyton par les poissons herbivores a déjà été observée (Kramer et Bryant, 1995). Les régimes alimentaires de *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* sont proches, d'après leurs signatures isotopiques et leurs composition en acides gras, ce qui est en accord avec l'étude réalisée dans le GCSM par Dromard (2013).

En saison humide dans l'herbier du large, les régimes alimentaires de *Sparisoma radians* et *Scarus iseri* diffèrent. *Sparisoma radians* montre une préférence alimentaire pour les algues épiphytes et les feuilles de *Thalassia testudinum*, d'après ses plus fortes proportions en 20:4ω6, en 18:1ω9, en 18:2ω6 et en 18:3ω3 et ses valeurs en $\delta^{13}C$ plus enrichies que celles de *Scarus iseri*. Cette dernière espèce assimile préférentiellement les micro-algues, d'après les plus fortes contributions des marqueurs acides gras 22:6ω3 et 20:5ω3, ce qui suggère un comportement alimentaire en lien avec le biofilm. En effet, *Scarus iseri* ingère plus de sédiment que *Sparisoma radians* (12% et 7% respectivement) (Dromard, 2013), et racle les algues filamenteuses présentes sur le substrat (McAfee et Morgan, 1996). *Cryptotomus roseus* présente la même alimentation que *Sparisoma radians*, d'après la similitude de leur composition en acides gras et de leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$. Cependant, les valeurs plus élevées en $\delta^{15}N$ de *Cryptotomus roseus* suggère l'ajout d'Invertébrés à son alimentation. Ainsi, une étude réalisée sur cette espèce dans les herbiers du GCSM montre que *Cryptotomus roseus* consomme des algues et des Magnoliophytes marins mais aussi des proies animales (Balanes, Amphipodes, Isopodes, Décapodes) (Dromard, 2013).

Dans l'herbier du large, les différences de proportions relatives en acides gras 22:6ω3 et 20:4ω6 dans la composition de *Sparisoma radians* et *Cryptotomus roseus*, celles du 18:2ω6 et du 18:3ω3 dans celle de *Sparisoma radians* et du 18:1ω9 dans celle de *Cryptotomus roseus* présentent les mêmes tendances que celles qui ont été observées dans la composition du biofilm, des épiphytes et des MES respectivement. Ces sources contribuent ainsi à l'alimentation de ces herbivores.

Dans les herbiers de la région Caraïbe, à Curaçao, la variation ontogénique du régime alimentaire de l'herbivore *Scarus iseri* n'a pas pu être mise en évidence (Cocheret de la

Morinière *et al*., 2003). Les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ ne permettent pas toujours de mettre en évidence des différences selon la taille des individus et les aliments ingérés observés dans les contenus stomacaux ne sont pas identifiables (Cocheret de la Morinière *et al*., 2003). Dans l'herbier du large en saison humide, la composition en acides gras de *Sparisoma radians* montre des variations ontogéniques de son régime alimentaire. La plus grande part de 22:6ω3 dans la composition des individus les plus petits suggère une plus forte contribution des micro-algues Dinoflagellés comparés à ceux qui sont plus grands qui semblent quant à eux consommer plus de micro-algues Diatomées et de Magnoliophytes marins, d'après les plus fortes proportions en 20:5ω3, de 18:2ω6 de 18:3ω3 et de 18:1ω9. La consommation plus importante de *Thalassia testudinum* est certainement liée à leur plus grande capacité à digérer la cellulose en raison de la longueur plus importante de son intestin (Kramer et Bryant, 1995). L'utilisation des acides gras permet ainsi de mettre en évidence des variations ontogéniques du régime alimentaires chez les herbivores ce qui permet de compléter les résultats obtenus avec les contenus stomacaux et les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$.

IV.4. Les planctonophages

Le nombre d'espèces planctonophages est faible dans les herbiers, en accord avec ce qui a été trouvé dans les herbiers de Martinique (Bouchon-Navaro *et al*., 1992, 2004). Ce groupe trophique a été collecté uniquement dans l'herbier côtier. Les planctonophages sont en effet plus nombreux dans les stations côtières dans les herbiers de Martinique (Bouchon-Navaro *et al*., 1992). Les planctonophages consomment principalement du zooplancton, d'après la proximité de leurs signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ avec cette source et leur composition en acides gras caractérisée par une grande quantité de 22:6ω3 (23%), très présent dans le zooplancton. Collectées en saison sèche dans l'herbier côtier, les espèces *Harengula clupeola* et *Anchoa lyolepis* présentent le même régime alimentaire au vu de la proximité de leurs signatures isotopiques et de leur composition en acides gras. Dans la composition en acides gras d'*Anchoa lyolepis*, la proportion du 22:6ω3 est deux fois plus élevée en saison humide qu'en saison sèche. Or, cet acide gras est abondant dans le zooplancton. De plus, la concentration en acides gras totaux du zooplancton est trois fois plus élevée en saison humide. Cela traduit ainsi la forte contribution du zooplancton à l'alimentation de cette espèce de planctonophage en saison humide.

IV.5. Les piscivores

Les piscivores, principalement l'espèce *Sphyraena barracuda* ingèrent 99% de poissons. Cependant, les signatures isotopiques $\delta^{15}N$ de cette espèce indiquent un niveau trophique qui n'est pas supérieur à celui des carnivores de premier ordre. Ainsi, *Sphyraena barracuda* n'ingère pas seulement des poissons mais assimile aussi des Invertébrés. La dépendance alimentaire des juvéniles de *Sphyraena barracuda* vis-à-vis des Invertébrés a déjà été remarquée dans les herbiers de la Baie de Gazi au Kenya (De Troch *et al*., 1998) et dans la Baie de Chwaka à Zanzibar (Lugendo *et al*., 2006). La capture des Invertébrés de l'épifaune vagile est certainement moins coûteuse en énergie que celle des poissons en raison de leur plus faible mobilité. Par ailleurs, en saison sèche, dans l'herbier côtier, les individus *Sphyraena barracuda* dont la longueur totale est de 28 cm sont plus enrichis en $\delta^{13}C$ que ceux qui mesurent 4 cm. Cela suggère la plus grande importance des Crevettes dans l'alimentation des plus grands individus, ces proies étant plus mobiles que les Péracarides. Dans l'herbier côtier, *Sphyraena barracuda* montre des valeurs plus enrichies $\delta^{13}C$ et plus appauvries en $\delta^{15}N$ en saison sèche par rapport à la saison humide ce qui suggère une plus grande contribution des Péracarides et, en particulier, certainement des Tanaïdes, en saison sèche. Les différences de comportement alimentaire de cette espèce selon sa longueur totale et les saisons dans l'herbier côtier sont semblables à celles des autres carnivores étudiés.

CHAPITRE 5 :

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

L'objectif de ce travail de recherche était d'étudier la structure des communautés des Invertébrés de l'épifaune vagile et le rôle de ce compartiment dans la structure et le fonctionnement du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum* de la Baie du Grand-Cul-de Sac Marin. Pour cela, deux sites d'herbier ont été comparés, l'un proche de la mangrove côtière et l'autre près de la barrière récifale, en saison sèche et en saison humide. L'étude s'est ainsi focalisée sur 1) la relation entre la structure des communautés de l'épifaune vagile et la complexité des herbiers, 2) l'utilisation des sources de matière organique disponibles par les Invertébrés de l'épifaune vagile et 3) l'interaction trophique entre les Invertébrés et les poissons. Des différences dans la structure et le fonctionnement des réseaux trophiques des herbiers à *Thalassia testudinum* en fonction de leur localisation dans la Baie du Grand Cul-de-Sac Marin ont ainsi été mises en évidence (Figure V-1).

L'approche descriptive a démontré la relation entre la structure des communautés de l'épifaune vagile et les variables caractérisant la complexité de l'herbier telles que la longueur des feuilles de *Thalassia testudinum*, la biomasse de la litière de feuilles mortes et la charge en épiphytes.

L'herbier côtier présente une structure complexe en raison de ses longues feuilles, de sa litière abondante et de sa forte charge en épiphytes. L'hétérogénéité de l'habitat est surtout fournie par la longueur des feuilles et la biomasse de la litière qui confèrent à l'herbier sa valeur de refuge pour les Invertébrés, qui présentent un comportement d'évitement vis-à-vis de la lumière. La communauté de l'épifaune vagile de cet herbier est caractérisée par une abondance et une diversité des familles de Crustacés élevée, appartenant aux taxons des Péracarides et des Crevettes. Seule la présence des Péracarides Leptocheliidae, uniquement en saison sèche dans l'herbier côtier, a été attribuée au rôle d'abri des épiphytes, du fait de la petite taille de ces organismes. L'herbier du large, moins complexe, abrite une communauté d'Invertébrés dominée par les Gastéropodes Cerithiidae. Dans cet herbier, la valeur de refuge est fournie par les coquilles vides de Gastéropodes, occupées par les Paguridae.

Les Crevettes sont présentes sur les deux herbiers en raison de leur tolérance vis-à-vis des différences de qualité en tant que refuge de l'herbier. Les Crevettes Hippolytidae et Palaemonidae sont cependant plus abondantes dans l'herbier côtier que dans l'herbier du large du fait de leur petite taille impliquant une certaine vulnérabilité vis-à-vis des prédateurs. Les Crevettes Alpheidae, Processidae et Solenoceridae sont globalement aussi abondantes dans l'herbier côtier que dans l'herbier du large, du fait de leur capacité à se réfugier dans le sédiment sableux.

Ainsi, un herbier complexe et hétérogène favorise la diversité familiale des Invertébrés, et des Crustacés en particulier.

L'utilisation des analyses des isotopes stables du carbone et de l'azote couplée à celles de la composition en acides gras a permis d'établir le lien entre la disponibilité des sources de matière organique dans l'herbier et les Invertébrés de l'épifaune vagile présents. Les régimes alimentaires de 12 familles d'Invertébrés, représentant près de 92% des abondances totales de l'épifaune vagile, ont ainsi pu être déterminés. Les épiphytes sont la ressource principale des Invertébrés de l'épifaune vagile et sont à la base du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum*. Les modèles de mélange ont permis de mettre en évidence la contribution plus importante du biofilm dans l'herbier côtier et la part plus élevée de la litière et des feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* dans l'herbier du large, dans la nourriture des Invertébrés.

Dans l'herbier côtier, les épiphytes sont une source de matière organique riche et diversifiée en micro-algues et en algues. La proximité de la mangrove côtière et le mode hydrodynamique calme favorise le dépôt des particules en suspension sur les feuilles de *Thalassia testudinum*, supportant le périphyton, et sur le sédiment, supportant le biofilm. La présence exclusive des Péracarides et les plus fortes abondances des Crevettes Hippolytidae et Palaemonidae dans cet herbier, sont en lien avec la préférence alimentaire de ces Crustacés pour les fines particules détritiques et les Diatomées présentes dans les épiphytes et le périphyton associé, et le biofilm.

Le mode hydrodynamique agité caractérisant l'herbier du large, en favorisant le mélange entre le biofilm et les matières en suspension ainsi que l'exportation de la litière à l'extérieur de l'herbier d'origine, ne permet pas le dépôt de la matière organique particulaire sur les substrats de l'herbier tels que les feuilles ou le sédiment. Les épiphytes, pauvres en matière organique, sont principalement composés d'une fine couche d'Algues Rouges Corallinacées, et ont une qualité nutritive proche de celle de la litière. La dominance des Cerithiidae et en particulier de l'espèce *Cerithium atratum* s'explique par sa préférence alimentaire pour les Algues Rouges Corallinacées présentes en épiphytes sur les feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* et sur les feuilles mortes au niveau de la litière. Dans cet herbier, le rôle trophique des épiphytes est donc aussi important que celui de la litière et de ses algues associées. La plasticité alimentaire des Paguridae et des Crevettes leur permettent de s'adapter à la plus faible disponibilité des sources de matière organique et explique leur présence dans l'herbier du large. De plus, dans cet herbier, les feuilles vivantes de *Thalassia testudinum* contribuent de manière significative à l'alimentation des Invertébrés, ce qui leur

permet de compléter leurs besoins nutritionnels, dans le contexte de limitation de la quantité de matière organique disponible.

Les abondances totales des Invertébrés 2 à 7 fois plus importantes la nuit que le jour, ont été attribuées à leur comportement d'évitement vis-à-vis de la lumière (phototropisme négatif). Le jour, les Invertébrés se cachent dans la litière dont l'efficacité en tant qu'abri est augmentée par les longues feuilles qui empêchent la pénétration de la lumière. La nuit, lorsque la pression de prédation est plus faible, les Invertébrés effectuent des migrations nycthémérales en montant vers la strate foliaire qu'ils utilisent pour se nourrir des épiphytes.

L'utilisation des analyses des contenus stomacaux couplée à celles des isotopes stables du carbone et de l'azote ont mis en évidence que les poissons s'alimentent uniquement au niveau de l'herbier et non dans la mangrove. Ces poissons sont pour la plupart des carnivores de premier ordre et des omnivores. Ils montrent clairement une préférence alimentaire pour les Crustacés de l'épifaune vagile. Cela explique les abondances en effectifs et en nombre d'espèces plus élevées de ces consommateurs dans l'herbier côtier, où ils se nourrissent préférentiellement de Péracarides et secondairement de Crevettes. La plus grande diversité des niveaux trophiques des poissons dans l'herbier côtier est associée à la plus grande diversité des proies telles que les Péracarides et les Crevettes, aux niveaux trophiques différents. Dans l'herbier du large où les Péracarides sont absents, les carnivores de premier ordre consomment des Paguridae et des Crevettes. L'herbier côtier joue donc mieux son rôle de nurserie que l'herbier du large, car il fournit une plus grande quantité et diversité de ressources de nourriture et d'abri pour les juvéniles de poissons.

Cette étude a révélé que les abondances totales des Invertébrés de l'épifaune vagile, de une à quatre fois plus élevées en saison sèche qu'en saison humide, ne sont pas liées à la complexité de l'herbier ou à la biomasse foliaire, et donc à la valeur de refuge de l'herbier. Cette différence saisonnière des abondances des Invertébrés, en lien avec la charge en épiphytes plus faible en saison humide, s'explique par la disponibilité en ressources de nourriture dans l'herbier. L'analyse de la composition en acides gras des Invertébrés (aux concentrations en acides gras totaux 2 à 5 fois plus élevées et à la diversité des marqueurs acides gras plus importante, en saison sèche) a permis d'établir que la matière organique dont se nourrissaient ces consommateurs était plus riche et plus diversifiée en saison sèche qu'en saison humide. Les épiphytes et la litière sont en effet plus riches en matière organique. La métrique de Layman de

la distance au centroïde (CD) calculée à partir des signatures isotopiques du carbone et de l'azote des Invertébrés révèle la plus grande diversité des niches trophiques de l'épifaune vagile en saison sèche par rapport à la saison humide.

Dans l'herbier côtier, lors de la saison humide, la plus faible disponibilité en nourriture, et en particulier la plus faible charge en épiphytes, explique l'absence des Leptocheliidae, qui dépendent fortement des épiphytes en tant qu'abri et source de nourriture. La plasticité alimentaire des Gammaridae, qui complètent leurs besoins nutritionnels par la consommation des micro-organismes associés à la litière, leur permet de se maintenir en saison humide. Cela permet de sauvegarder la niche trophique associée aux Péracarides en saison humide malgré le contexte de limitation de la quantité de nourriture disponible.

Dans l'herbier du large, ces différences de disponibilité en nourriture impliquent une modification plus importante de la structure du réseau trophique, par rapport à l'herbier côtier. La métrique de Layman de l'écart-type de la distance moyenne au plus proche voisin (SDNND) montre qu'en saison humide, la redondance trophique est plus importante qu'en saison sèche. Cela signifie que les Invertébrés utilisent la même source de nourriture telle que les épiphytes. La contribution du biofilm au réseau trophique dans ce cas est ainsi très minoritaire.

La plasticité alimentaire des Crevettes leur permet d'être présentes dans les herbiers quelles que soient les saisons.

La métrique de Layman de l'aire de l'ellipse standard de l'espace trophique (SEA) calculée à partir des signatures isotopiques des poissons indique une plus grande diversité des niches trophiques des communautés de poissons en saison sèche. Ceci apparaît donc comme la conséquence de la plus grande diversité des niches trophiques des communautés de l'épifaune vagile mais aussi des abondances plus élevées des Invertébrés en saison sèche. Dans l'herbier côtier, en saison humide, les poissons utilisent les Gammaridae en tant que source alternative aux Tanaïdes et complètent leur alimentation par les Crevettes. Dans l'herbier du large, en saison humide, la diversité des niches trophiques des communautés de poissons est plus faible en raison de la redondance trophique des communautés des Invertébrés. Cela signifie que dans cet herbier en saison humide, les poissons ne peuvent utiliser qu'un seul type de source alternative aux Paguridae, représenté par les Crevettes. Ces dernières apparaissent donc comme des proies essentielles dans la nourriture des poissons, en particulier dans un contexte de limitation de la disponibilité en proies.

La composition en acides gras de l'espèce carnivore *Ocyurus chrysurus* a permis de mettre en évidence la contribution des Copépodes à son alimentation. Ceux-ci peuvent être d'origine benthique ou planctonique. Le couplage de cette analyse avec celle des isotopes stables et des contenus stomacaux a permis d'établir une variation ontogénique de régime alimentaire de cette espèce avec le passage d'une alimentation composée de Péracarides et de Copépodes lorsque les individus sont de petite taille à une alimentation en Crevettes lorsque ceux-ci sont plus grands.

Le couplage des analyses des isotopes stables et des marqueurs acides gras a été très utile pour l'étude du régime alimentaire des herbivores. Cette méthode a permis de démontrer que ces derniers assimilent les algues épiphytes recouvrant les feuilles de *Thalassia testudinum*, que la contribution de cette dernière source bien que mineure, est plus importante dans l'herbier du large, et qu'il existe une variation ontogénique de l'alimentation de ce groupe trophique avec une plus grande quantité de *Thalassia* assimilée concernant les individus de plus grande taille.

La comparaison des deux sites d'herbiers s'est avérée très utile pour comprendre l'influence du mode hydrodynamique et de la proximité de la mangrove sur la complexité de l'habitat herbier ainsi que l'influence de cette complexité sur le fonctionnement des réseaux trophiques. Ce travail débouche sur plusieurs perspectives scientifiques.

Comparée à la saison sèche, la saison humide est une période de limitation de la disponibilité en sources de matière organique, en particulier des épiphytes et du périphyton associé, et de la litière. De plus, cette étude a montré le lien entre le biofilm, le périphyton et les matières en suspension. Or, la saison humide est caractérisée par une diminution de l'intensité des Alizés associée à des épisodes de précipitations abondantes, et une augmentation de la température de l'eau.

Il serait donc intéressant d'étudier les réponses des communautés de micro-organismes présents dans le biofilm, les épiphytes et le périphyton associé, les matières en suspension et la litière face aux variables environnementales caractérisant la saison humide. Pour cela, l'étude devrait se dérouler sur les deux sites d'herbiers sur une année. L'acquisition des données se ferait chaque mois en prêtant une attention particulière à la pluviométrie des jours précédents. Des données concernant les paramètres environnementaux tels que la pluviométrie, le mode hydrodynamique, la turbidité, la salinité et la température de l'eau devraient être acquises.

Les signatures isotopiques du soufre, en plus de celles du carbone et de l'azote pourraient être mesurées dans le biofilm, les épiphytes et le périphyton associé, les matières en

suspension et la litière, étant donné l'intérêt du $\delta^{34}S$ dans la distinction de l'origine de la matière organique entre les milieux marin et continentaux (Dufour et Gerdeaux, 2001).

La composition de ces pools de matière organique pourrait être étudiée de manière plus large que dans cette étude, en couplant aux analyses de la composition en acides gras et des signatures isotopiques du carbone, de l'azote et du soufre, celles de la composition en sucres et en pigments.

La présence des Diatomées et des Dinoflagellés a été montrée en proportions variables dans le biofilm, les épiphytes et le périphyton associé, les matières en suspension et la litière, selon les contributions relatives des marqueurs caractéristiques de ces micro-algues à leur composition. Par ailleurs, les Crustacés ont une préférence alimentaire pour les Diatomées plutôt que pour les Dinoflagellés. Des analyses de la signature isotopique des acides gras caractéristiques de ces micro-algues pourraient être réalisées afin d'en déterminer plus précisément l'origine, benthique ou pélagique, ainsi que l'influence de la saison sur ces communautés. Par ailleurs, la biomasse du microphytobenthos dans chacun de ces pools de matière organique serait mesurée par la quantification des pigments.

Concernant la partie bactérienne, les signatures isotopiques du carbone des marqueurs bactériens présents dans ces pools de matière organique permettraient de connaître l'origine de la source de carbone utilisée. Cette source de carbone est susceptible d'être différente pour les bactéries présentes dans la colonne d'eau de celles présentes au niveau du biofilm. Par exemple, dans les herbiers à *Zostera*, il a été montré que les bactéries présentes dans le sédiment utilisent le microphytobenthos en tant que source de carbone organique et non les Magnoliophytes marins (Boschker *et al*., 2000).

Il serait intéressant d'étudier le rôle de la méiofaune dans le réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum*, au niveau de la litière mais aussi des épiphytes. Les communautés méiofauniques sont principalement constituées de Nématodes et de Copépodes harpacticoïdes. Ces organismes consomment les bactéries et les Diatomées associées à la litière, et certainement aussi aux épiphytes. La méiofaune est extraite en utilisant du gel de silice Ludox dont la densité correspond à celle de ces organismes. Leurs abondances sont alors estimées en les dénombrant dans une cuve de Dollfus.

Cette étude a montré des différences dans les signatures isotopiques et dans la composition en acides gras des Crustacés, mettant en évidence la présence de populations et (ou) d'espèces distinctes dans la strate foliaire selon le jour et la nuit. Ceci est en particulier le

cas de la famille des Gammaridae et des Paguridae, dont l'importance dans les réseaux trophiques a été mise en évidence. Il serait donc intéressant d'étudier le régime alimentaire des différentes espèces composant ces familles. Les espèces pourraient être identifiées en utilisant la méthode du « barcoding » qui utilise les séquences de nucléotides en tant que « code-barre » des espèces.

Les herbiers à *Thalassia testudinum* du Grand Cul-de-Sac Marin abritent des juvéniles de poissons dont 40% sont d'intérêt commercial (Bouchon-Navaro *et al*., 2004). Les herbiers proches de la mangrove côtière apparaissent comme des nurseries essentielles pour ces poissons étant donné leurs ressources en abri et en nourriture. Par ailleurs, une étude récente a montré que les Crustacés d'une part et les poissons au régime alimentaire détritivores-omnivores étaient les plus contaminés en chlordécone sur les côtes dominées par la culture de la banane, à la source de ce pesticide (Dromard *et al*., 2015). Il semblerait donc opportun d'évaluer les concentrations en chlordécone dans le biofilm, le périphyton, les épiphytes et la litière ainsi que dans les Crustacés Péracarides et Crevettes de l'épifaune vagile dans le but de mieux comprendre les processus de bioaccumulation et de bioconcentration de ce polluant à travers le réseau trophique.

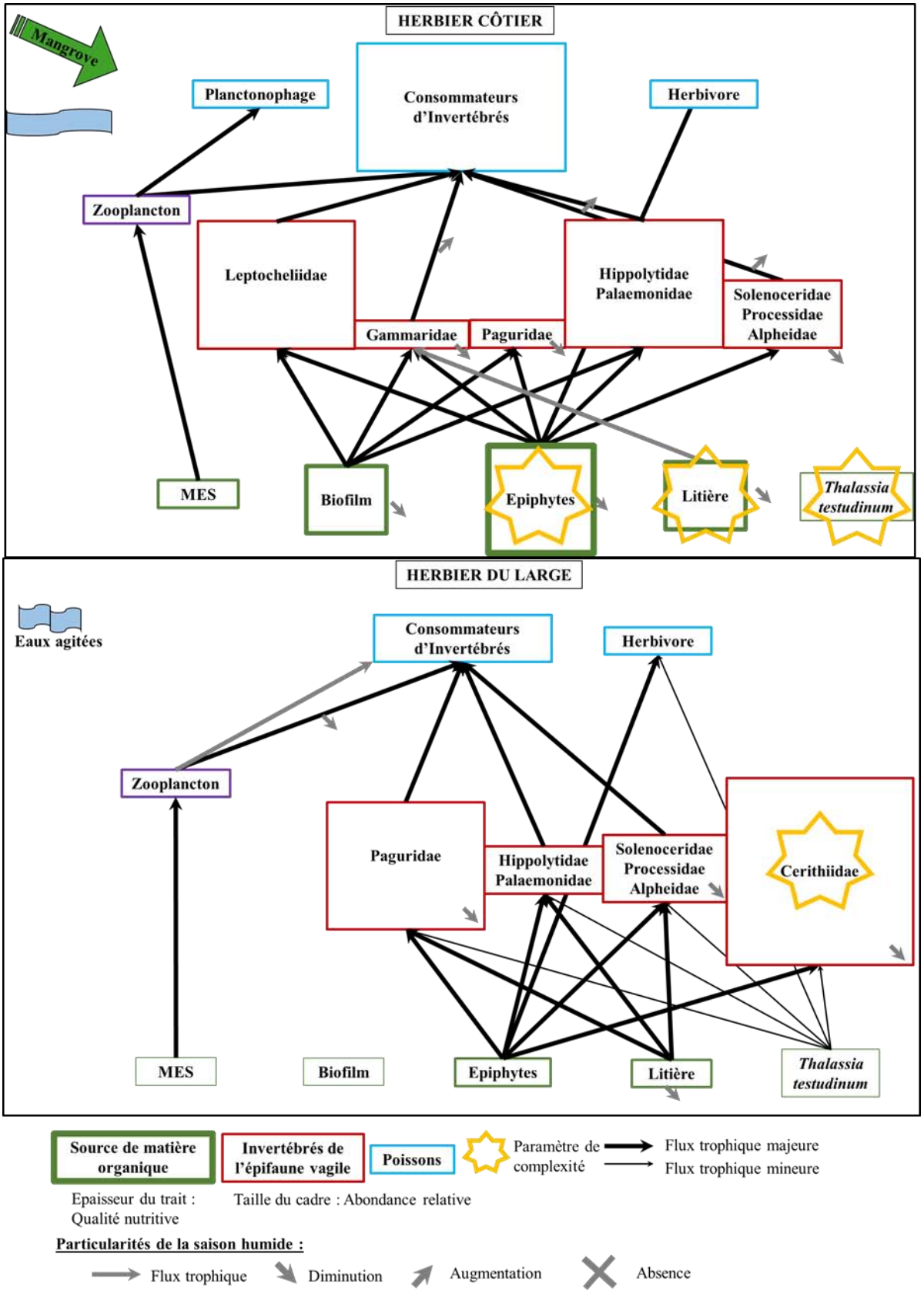


Figure V-1. Représentation schématique du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum* dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et dynamique saisonnière.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abed-Navandi, D., Dworschak, P. C., 2005. Food sources of tropical thalassinidean shrimps: a stable-isotope study. Mar. Ecol. Prog. Ser. 291, 159-168.
Abrantes, K. G., Barnett, A., Bouillon, S., 2014. Stable isotope-based community metrics as a tool to identify patterns in food web structure in east African estuaries. Funct. Ecol. 28, 270-282.
Alfaro, A. C., Thomas, F., Sergent, L., Duxbury, M., 2006. Identification of trophic interactions within an estuarine food web (northern New Zealand) using fatty acid biomarkers and stable isotopes. Estuar. Coast. Shelf Sci. 70, 271-286.
Aliaume, C., Lasserre, G., Louis, M., 1990. Organisation spatiale des peuplements ichtyologiques des herbiers à *Thalassia* du Grand Cul-de-Sac Marin en Guadeloupe. Rev. Hydrobiol trop 23, 231-250.
Aliaume, C., Monteiro, C., Louis, M., Lam Hoai, T., Lasserre, G., 1993. Organisation spatio-temporelle des peuplements ichtyologiques dans deux lagunes cotières : au Portugal et en Guadeloupe. Oceanologica Acta 16, 291-301.
Anderson, W., Fourqurean, J. W., 2003. Intra- and interannual variability in seagrass carbon and nitrogen stable isotopes from south Florida, a preliminary study. Org. Geochem. 34, 185-194.
Arts, M. T., Ackman, R. G., Holub, B. J., 2001. "Essential fatty acids" in aquatic ecosystems : a crucial link between diet and human health and evolution. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 58, 122-137.
Assor, R., 1988. Hydrologie et sédimentologie du Grand Cul-de-Sac Marin (Guadeloupe FWI). Extr. des Ann. la société géologique du Nord. 107, 221-238.
Attrill, M.J., Strong, J.A., Rowden, A. A., 2000. Are macroinvertebrate communities influenced by seagrass structural complexity? Ecography (Cop.). 23, 114-121.
Bachok, Z., Mfilinge, P. L., Tsuchiya, M., 2003. The diet of the mud clam *Geloina coaxans* (Mollusca, Bivalvia) as indicated by fatty acid markers in a subtropical mangrove forest of Okinawa, Japan. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 292, 187-197.
Baelde, P., 1986. La faune ichtyologique du lagon du Grand Cul-de-Sac Marin en Guadeloupe : structure des peuplements et contribution à l'étude de la biologie d'*Archosargus rhomboïdalis* (Sparidae) et d'*Ocyurus chrysurus* (Lutjanidae). Thèse de doctorat. Université Aix Marseille II. 225 pp.
Baelde, P., 1990. Differences in the structure of fish assemblages in *Thalassia* testudinum beds in Guadeloupe, French West Indies, and their ecological significance. Mar. Biol. 105, 163-173.
Baggett, L., Heck, K., Frankovich, T. A., Armitage, A. R., Fourqurean, J. W., 2010. Nutrient enrichment, grazer identity, and their effects on epiphytic algal assemblages : field experiments in subtropical turtlegrass *Thalassia testudinum* meadows. Mar. Ecol. Prog. Ser. 406, 33-45.
Baggett, L. P., Heck, K. L., Frankovich, T. A., Armitage, A. R., Fourqurean, J. W., 2013. Stoichiometry, growth, and fecundity responses to nutrient enrichment by invertebrate grazers in sub-tropical turtle grass (*Thalassia testudinum*) meadows. Mar. Biol. 160, 169-180.
Batschelet, E., 1981. Circular statistics in biology. Academic press, London. 371 pp
Bauer, R. T., 1985a. Diel and seasonal variation in species composition and abundance of Caridean shrimps (Crustacea, Decapoda) from seagrass meadows on the North coast of Puerto Rico. Bull. Mar. Sci. 36, 150-162.
Bauer, R. T., 1985b. Penaeoid shrimp fauna from tropical seagrass meadows : species composition, diurnal, and seasonal variation in abundance. Proc. Biol. Soc. Washingt. 98, 177-190.
Beck, M. W., Kenneth, J. L. H., Kenneth, A. W., Childers, D. L., Eggleston, D. B., Gillanders, B. M., Halpern, B., Hays, C. G., Hoshino, K., Minello, T. J., Orth, R. J.,

Sheridan, P. F., Weinstein, M. P., 2001. The identification, conservation, and management of estuarine and marine nurseries for fish and invertebrates. Bioscience 51, 633-641.
Belicka, L. L., Burkholder, D., Fourqurean, J. W., 2012. Stable isotope and fatty acid biomarkers of seagrass, epiphytic, and algal organic matter to consumers in a pristine seagrass ecosystem. Mar. Freshw. Res. 63, 1085-1097.
Bell, J. D., Harmelin-Vivien, M. L., 1983. Fish fauna of French Mediterranean *Posidonia oceanica* seagrass meadows. II: feeding habits. Tethys 11, 1-14.
Bell, S. S., McCoy, E. D., Mushinsky, H. R., 1991. Habitat structure : the physical arrangement of objects in space. Chapman and Hall, New York. 438 pp
Bell, M. V, Dick, J. R., Kelly, M. S., 2001. Biosynthesis of eicosapentaenoic acid in the sea urchin *Psammechinus miliaris*. Lipids 36, 79-82.
Benner, R., Fogel, M. L., Sprague, E. K., Hodson, R. E., 1987. Depletion of ^{13}C in lignin and its implications for stable carbon isotope studies. Macmillan Journals Ltd 329, 708-710.
Berge, J., 1995. Reassessment of lipid composition of the diatom, *Skeletonema costatum*. Phytochemistry 39, 1017-1021.
Bjorndal, K. A., 1980. Nutrition and Grazing Behavior of the Green Turtle *Chelonia mydas*. Mar. Biol. 154, 147-154.
Blanc, L., Aliaume, C., Zerbi, A., Lasserre, G., 2001. Spatial and temporal co-structure analyses between ichthyofauna and environment : an example in the tropics. Comptes Rendus l'Academie des Sci. - Ser. III 324, 635-646.
Bligh, E. G., Dyer, W. J., 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. Can. J. Biochem. Physiol. 37, 911-917.
Bloor, W. R., 1944. Biochemistry of the fatty acids and their compounds, the lipids. Am. J. Med. Sci. 207, 278.
Bologna, P. A. X., Heck, K. L., 1999. Macrofaunal associations with seagrass epiphytes relative importance of trophic and structural characteristics. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 242, 21-39.
Bologna, P. A. X., Heck, K. L., 2002. Impact of habitat edges on density and secondary production of seagrass-associated fauna. Estuaries 25, 1033-1044.
Borowitzka, M. A., Lavery, P. S., van Keulen, M., 2006. Epiphytes of seagrasses, in: Larkum, A. W. D., Orth, R. J., Duarte, C. M. (Eds.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. Springer, Dordrecht, 441-461.
Borowitzka, M.A., Lethbridge, R.C., Charlton, L., 1989. Species richness, spatial distribution and colonisation pattern of algal and invertebrate epiphytes on the seagrass *Amphibolis griffithii*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 64, 281-291.
Boschker, H., Wielemaker, A., Schaub, B., Holmer, M., 2000. Limited coupling of macrophyte production and bacterial carbon cycling in the sediments of *Zostera* spp. meadows. Mar. Ecol. Prog. Ser. 203, 181-189.
Bossio, D. A., Scow, K. M., 1998. Impacts of carbon and flooding on soil microbial communities : phospholipid fatty acid profiles and substrate utilization patterns. Microb. Ecol 35, 265-278.
Boström, C., Bonsdorff, E., 1997. Community structure and spatial variation of benthic invertebrates associated with *Zostera marina* (L.) beds in the northern Baltic Sea. J. Sea Res. 37, 153-166.
Boström, C., Mattila, J., 1999. The relative importance a latitudinal invertebrates : for seagrass-associated comparison choice by isopod grazers of habitat. Oecologia 120, 162-170.
Bouchon, C., Bouchon-Navaro, Y., Louis, M., 2002. Les écosystèmes marins côtiers des Antilles, in : Blanchet G., G.B. et G.J.-A. (Ed.), La Pêche Aux Antilles (Martinique, Guadeloupe). 21-43.
Bouchon, C., Laborel, J., 1990. Les peuplements coralliens du Grand Cul-de-Sac Marin de Guadeloupe (Antilles Françaises). Ann. l'Institut océanographique 66, 19-36.

Bouchon, C., Lemoine, S., Bouchon-Navaro, Y., Codonnier, S., 2010. Étude de la contamination des herbiers de Phanérogames marines du Grand Cul-de-Sac Marin de Guadeloupe en vue de la réintroduction du lamantin.

Bouchon, C., Portillo, P., Bouchon-Navaro, Y., Max, L., Hoetjes, P., Brathwaite, A., Roach, R., Oxenford, H., O'Farrell, S., Day, O., 2008. Status of coral reefs of the Lesser Antilles after the 2005 coral bleaching event, in : Wilkinson C. et Souter D. (Ed.), Status of Caribbean Coral Reefs after Bleaching and Hurricanes in 2005. 85-103.

Bouchon-Navaro, Y., Bouchon, C., Louis, M., 1992. L'ichtyofaune des herbiers de phanérogames marines de la baie de Fort-de-France (Martinique, Antilles française). Cybium 16, 307-330.

Bouchon-Navaro, Y., Bouchon, C., Louis, M., 2004. L'ichtyofaune des herbiers de phanérogames marines des Antilles françaises : Intérêt de leur protection. Rev. d'écologie (La Terre la Vie) 59, 253-272.

Bouchon-Navaro, Y., Louis, M., Bouchon, C., 1997. Les peuplements ichtyologiques côtiers des Antilles. Cybium 21 (1), 107-127.

Bouillon, S., Connolly, R. M., Lee, S. Y., 2008. Organic matter exchange and cycling in mangrove ecosystems : Recent insights from stable isotope studies. J. Sea Res. 59, 44-58.

Budge, S.M., Iverson, S.J., Koopman, H.N., 2006. Studying trophic ecology in marine ecosystems using fatty acids : a primer on analysis and interpretation. Mar. Mammal Sci. 22, 759-801.

Cabana, G., Rasmussen, J., 1996. Comparison of aquatic food chains using nitrogen isotopes. Proc. Natl. Acad. Sci. 93, 10844-10847.

Caberty, S., Bouchereau, J. -L., De Tarso Chaves, P., 2004. Trophic organisation and functioning of ichthyic populations in a West Indies mangrove ecosystem using the trophic contribution index. Cah. Biol. Mar. 45, 243-254.

Cambridge, M. L., 1979. Technical report on seagrasses. Department of Conservation and Environment, Perth, Western Australia, Cockborn Sound Environmental Study Report 7, 100 pp

Canuel, A., Cloern, J. E., Ringelberg, D. B., Guckert, J. B., Hau, G. H., 1995. Molecular and isotopic tracers used to examine sources of organic matter and its incorporation into food webs of San Francisco Bay. Limnol. Oceanogr. 40, 67-81.

Canuel, E. A., 2001. Relations between river flow, primary production and fatty acid composition of particulate organic matter in San Francisco and Chesapeake Bays : a multivariate approach. Org. Geochem. 32, 563-583.

Carrie, R.H., Mitchell, L., Black, K.D., 1998. Fatty acids in surface sediment at the Hebridean shelf edge, west of Scotland. Org. Geochem. 29, 1583-1593.

Castaing, P., Weber, O., Assor, R., 1984. Étude courantologique du Grand Cul-de-Sac Marin (Guadeloupe) en début de saison sèche, in : Bulletin de l'Institut de Géologie Du Bassin d'Aquitaine. Bordeaux, 123-134.

Castell, J. D., Kennedy, E. J., Robinson, S. M. C., Parsons, G. J., Blair, T. J., Gonzalez-Duran, E., 2004. Effect of dietary lipids on fatty acid composition and metabolism in juvenile green sea urchins (*Strongylocentrotus droebachiensis*). Aquaculture 242, 417-435.

Cebrián, J., 1999. Patterns in the fate of production in plant communities. Am. Nat. 154, 449-468.

Cebrián, J., 2002. Variability and control of carbon consumption, export, and accumulation in marine communities. Limnol. Oceanogr. 47, 11-22.

Cebrián, J., Duarte, C. M., 2001. Detrital stocks and dynamics of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile in the Spanish Mediterranean. Aquat. Bot. 70, 295-309.

Cebrián, J., Duarte, C. M., R Agawin, N. S., Merino, M., 1998. Leaf growth response to simulated herbivory : a comparison among seagrass species. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 220, 67-81.

Cervigón, F., 1991-1994. Los peces marinos de Venezuela. Fund. Científica Los Roques, Caracas, Univ. Oriente, Núcleo Nueva Esparta 1-4.

Charpy-Roubaud, C., Sournia, A., 1990. The comparative estimation of phytoplanktonic, microphytobenthic and macrophytobenthic primary production in the oceans. Mar. Microb. Food Webs 4, 31-57.

Chauvaud, S., 1997. Cartographie par télédétection à haute résolution des biocénoses marines côtières de la Guadeloupe et de la Martinique. Estimation de la biomasse et de la production primaire des herbiers à *Thalassia testudinum*. Thèse de doctorat, Université des Antilles et de la Guyane, 265 pp.

Chauvaud, S., Bouchon, C., Manière, R., 2001. Cartographie des biocénoses marines de Guadeloupe à partir de données SPOT (récifs coralliens, phanérogames marines, mangroves). Oceanol. Acta 24, 3-16.

Chen, J., Ferris, H., Scow, K. M., Graham, K. J., 2001. Fatty acid composition and dynamics of selected fungal-feeding nematodes and fungi. Comp. Biochem. Physiol. B. Biochem. Mol. Biol. 130, 135-44.

Chesson, P., 2000. Mechanisms of maintenance of species diversity. Annu. Rev. Ecol. Syst. 31, 343-366.

Chow, C., 2007. Fatty acids in foods and their health implications, Marcel Dekker Inc., New York, 1282 pp.

Clarke, K. R., 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. Aust. J. Ecol. 18, 117-143.

Claro, R., 1994. Ecología de los peces marinos de Cuba. Instituto de Oceanología Academia de Ciencias de Cuba.Centro de Investigaciones de Quintana Roo (CIQRO), Mexique, 525 pp.

Coat, S., 2009. Identification du réseau trophique des rivières et étude de sa contamination par les pesticides organochlorés (Chlordécone et ß-hch) en Guadeloupe. Thèse de doctorat. Université des Antilles et de la Guyane. 209 pp

Cocheret De La Morinière, E., Nagelkerken, I., Van Der Meij, H., Van Der Velde, G., 2004. What attracts juvenile coral reef fish to mangroves : Habitat complexity or shade? Mar. Biol. 144, 139-145.

Cocheret de la Morinière, E., Pollux, B., Nagelkerken, I., Hemminga, M.A., Huiskes, A., van der Velde, G., 2003. Ontogenetic dietary changes of coral reef fishes in the mangrove-seagrass-reef continuum : stable isotopes and gut-content analysis. Mar. Ecol. Prog. Ser. 246, 279-289.

Cocheret de la Morinière, E., Pollux, B. J. A., Nagelkerken, I., van der Velde, G., 2002. Post-settlement Life Cycle Migration Patterns and Habitat Preference of Coral Reef Fish that use Seagrass and Mangrove Habitats as Nurseries. Estuar. Coast. Shelf Sci. 55, 309-321.

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. Estuar. Coast. Shelf Sci. 57, 1079-1089.

Cohen, J. E., Beaver, R. A., Cousins, S. H., L., D. D., Goldwasser, L., Heong, K. L., Holt, R. D., Kohn, A. J., Lawton, J. H., Martinez, N., O'Malley, R., Page, L. M., Pimm, S. L., Polis, G. A., Rejmánek, M., Schoener, T. W., Schoenly, K., Sprules, W. G., Teal, M., Ulanowicz, R. E., Warren, P. H., Wilbur, H. M., Yodzis, P., 1993. Improving food web. Ecology 74, 252-258.

Como, S., Magni, P., Baroli, M., Casu, D., De Falco, G., Floris, A., 2008. Comparative analysis of macrofaunal species richness and composition in *Posidonia oceanica*, *Cymodocea nodosa* and leaf litter beds. Mar. Biol. 153, 1087-1101.

Connolly, R., 1997. Differences in composition of small, motile invertebrate assemblages from seagrass and unvegetated habitats in a southern Australian estuary. Hydrobiologia 346, 137-148.

Connolly, R., Hindell, J., Gorman, D., 2005. Seagrass and epiphytic algae support nutrition of a fisheries species, *Sillago schomburgkii*, in adjacent intertidal habitats. Mar. Ecol. Prog. Ser. 286, 69-79.

Connolly, R. M., Butler, A. J., 1996. The effects of altering seagrass canopy height on small, motile invertebrates of shallow Mediterranean embayments. Mar. Ecol. 17, 637-652.

Connolly, R. M., Gorman, D., Guest, M. A., 2005. Movement of carbon among estuarine habitats and its assimilation by invertebrates. Oecologia 144, 684-91.

Cook, P. L. M., Revill, A. T., Clementson, L. A., Volkman, J. K., 2004. Carbon and nitrogen cycling on intertidal mudflats of a temperate Australian estuary. III. Sources of organic matter. Mar. Ecol. Prog. Ser. 280, 55-72.

Corlett, H., Jones, B., 2007. Epiphyte communities on *Thalassia testudinum* from Grand Cayman, British West Indies : their composition, structure, and contribution to lagoonal sediments. Sediment. Geol. 194, 245-262.

Costanza, R., d'Arge, R., de Groot, R., Farber, S., Grasso, M., Hannon, B., Limburg, K., Naeem, S., O'Neill, R. V., Paruelo, J., Raskin, R. G., Sutton, P., van den Belt, M., 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital. Nature 387, 253-260.

Crawley, M. J., Little, C., Southwood, T. R. E., Ulfstrand, S., 2000. The biology of soft shores and estuaries. Oxford University Press. 243 pp.

Creed, J.C., Phillips, R. C., Van Tussenbroek, B. I., 2003. The seagrasses of the Caribbean. in : Green, E. P., Short, F. T. (Eds), World Atlas of Seagrasses. University of California Press, Berkeley, 234-242.

Criss, R. E., 1999. Principles of stable isotope distribution. Oxford Univ. Press, New York, NY, 254 pp.

Cruz-Rivera, E., Hay, M. E., 2001. Macroalgal traits and the feeding and fitness of an herbivorous amphipod : The roles of selectivity, mixing, and compensation. Mar. Ecol. Prog. Ser. 218, 249-266.

Cunnane, S. C., 1996. Recent studies on the synthesis, β-oxidation, and deficiency of linoleate and α-linolenate : are essential fatty acids more aptly named indispensable or conditionally dispensable fatty acids ? Can. J. Physiol. Pharmacol. 74, 629-639.

D'Souza, F. M. L., Loneragan, N. R., 1999. Effects of monospecific and mixed-algae diets on survival, development and fatty acid composition of penaeid prawn (*Penaeus* spp.) larvae. Mar. Biol. 133, 621-633.

Daehnick, A. E., Sullivan, M. J., Moncreiff, C. A., 1992. Primary production of the sand microflora in seagrass beds of Mississippi Sound. Bot. Mar. 35, 131-140.

Dalsgaard, J., St John, M., Kattner, G., Müller-Navarra, D., Hagen, W., 2003. Fatty acid trophic markers in the pelagic marine environment. Adv. Mar. Biol. 46, 225-340.

De Troch, M., Mees, J., Wakwab, E., 1998. Diets of abundant fishes from beach seine catches in seagrass beds of a tropical bay (Gazi Bay, Kenya). Belg. J. Zool. 128, 135-154.

Den Hartog, C., 1970. The seagrasses of the world. London. North Holland Publishing Company, Amsterdam, 275 pp.

Den Hartog, C., Kuo, J., 2006. Taxonomy and Biogeography of seagrasses, in : Larkum, A. W. D., Orth, R. J., Duarte, C. M. (Eds.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. Springer, Dordrecht, pp. 1-23.

Denadai, M. R., Amaral, A. C. Z., Turra, A., 2004. Biology of a tropical intertidal population of *Cerithium atratum* (Born, 1778) (Mollusca, Gastropoda). J. Nat. Hist. 38, 1695-1710.

Denadai, M. R., Amaral, A. C. Z., Turra, A., 2005. Structure of molluscan assemblages in sheltered intertidal unconsolidated environments. Brazilian Arch. Biol. Technol. 48, 825-839.

Dorenbosch, M., Verberk, W. C. E. P., Nagelkerken, I., Van Der Velde, G., 2007. Influence of habitat configuration on connectivity between fish assemblages of Caribbean seagrass beds, mangroves and coral reefs. Mar. Ecol. Prog. Ser. 334, 103-116.

Doty, M. S., 1971. Antecedent event influence on benthic marine algal standing crops in Hawaii. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 6, 161-166.

Douglass, J. G., Emmett Duffy, J., Canuel, E. A., 2011. Food web structure in a Chesapeake bay eelgrass bed as determined through gut contents and ^{13}C and ^{15}N isotope analysis. Estuaries and Coasts 34, 701-711.

Drake, L. A., Dobbs, F. C., Zimmerman, R. C., 2003. Effects of epiphyte load on optical properties and photosynthetic potential of the seagrasses *Thalassia testudinum* Banks ex König and *Zostera marina* L. Limnol. Oceanogr. 48, 456-463.

Dromard, C. R., 2013. Niches trophiques des poissons herbivores des Antilles : apports des isotopes stables. Université des Antilles et de la Guyane. Thèse de doctorat. 256 pp.

Dromard, C. R., Bodiguel, X., Lemoine, S., Bouchon-Navaro, Y., Reynal, L., Thouard, E., Bouchon, C., 2015. Assessment of the contamination of marine fauna by chlordécone in Guadeloupe and Martinique (Lesser Antilles). Environ. Sci. Pollut. Res. 1-8.

Dromard, C.R., Bouchon-Navaro, Y., Cordonnier, S., Fontaine, M.-F., Verlaque, M., Harmelin-Vivien, M., Bouchon, C., 2013. Resource use of two damselfishes, *Stegastes planifrons* and *Stegastes adustus*, on Guadeloupean reefs (Lesser Antilles) : Inference from stomach content and stable isotope analysis. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 440, 116-125.

Duarte, C. M., Cebrián, J., 1996. The fate of marine autotrophic production. Limnol. Oceanogr. 41, 1758-1766.

Duarte, C. M., Chiscano, C. L., 1999. Seagrass biomass and production: a reassessment. Aquat. Bot. 65, 159-174.

Dubois, S., Blanchet, H., Garcia, A., Massé, M., Galois, R., Grémare, A., Charlier, K., Guillou, G., Richard, P., Savoye, N., 2014. Trophic resource use by macrozoobenthic primary consumers within a semi-enclosed coastal ecosystem : stable isotope and fatty acid assessment. J. Sea Res. 88, 87-99.

Duffy, J. E., Hay, M. E., 2000. Strong impacts of grazing amphipods on the organization of a benthic community. Ecol. Monogr. 70, 237-263.

Duffy, J. E., Kenneth, S. M., Rhode, J. M., Parker, J. D., 2001. Grazer diversity, functional redundancy, and productivity in seagrass beds : an experimental test. Ecology 82, 2417-2434.

Dufour, E., Gerdeaux, D., 2001. Apports des isotopes stables ($^{13}C/^{12}C$, $^{15}N/^{14}N$, $^{18}O/^{16}O$, $^{36}S/^{34}S$, $^{87}Sr/^{86}Sr$) aux études écologiques sur les poissons. Cybium 24, 369-382.

Dunstan, G. A., Volkman, J. K., Barrett, S. M., Leroi, J., Jeffrey, S. W., 1994. Essential polyunsaturated fatty acids from 14 species of diatom (Bacillariophyceae). Phytochemistry 35, 155-161.

Edgar, G. J., Shaw, C., 1995. The production and trophic ecology of shallow-water fish assemblages in southern Australia II. Diets of fishes and trophic relationships between fishes and benthos at Western Port, Victoria. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 194, 83-106.

Edgar, G. J., Shaw, C., Watsona, G. F., Hammond, L. S., 1994. Comparisons of species richness, size-structure and production of benthos in vegetated and unvegetated habitats in Western Port, Victoria. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 176, 201-226.

Erftemeijel, P. L. A., Middelburg, J. J., 1995. Aquatic botany mass balance constraints on nutrient cycling in tropical seagrass beds. Aquat. Bot. 50, 21-36.

Fenchel, T., 1970. Studies on the decomposition of organic detritus derived from the turtle grass *Thalassia testudinum*. Limnol. Oceanogr. 15, 14-20.

Fenchel, T., 1977. Aspects of the decomposition of seagrasses, in : Seagrass Ecosystems : A Scientific Perpective. New York, 123-145.

Fleurence, J., Gutbier, G., Mabeaul, S., Leray, C., 1994. Fatty acids from 11 marine macroalgae of the French Brittany coast. J. Appl. Phycol. 6, 527-532.
Fong, C.W., Lee, S.Y., Wu, R.S.S., 2000. The effects of epiphytic algae and their grazers on the intertidal seagrass *Zostera japonica*. Aquat. Bot. 67, 251-261.
Fourqurean, J.W., Moore, T.O., Fry, B., Hollibaugh, J. T., 1997. Spatial and temporal variation in C : N : P ratios, $\delta^{15}N$, and $\delta^{13}C$ of eelgrass *Zostera marina* as indicators of ecosystem processes. Mar. Ecol. Prog. Ser. 157, 147-157.
Fourqurean, J. W., Schrlau, J. E., 2003. Changes in nutrient content and stable isotope ratios of C and N during decomposition of seagrasses and mangrove leaves along a nutrient availability gradient in Florida Bay, USA. Chem. Ecol. 19, 373-390.
France, R., Holmquist, J., Chandler, M., Cattaneo, A., 1998. $\delta^{15}N$ evidence for nitrogen fixation associated with macroalgae from a seagrass - mangrove - coral reef system. Mar. Ecol. Prog. Ser. 167, 297-299.
Frankovich, T. A., Armitage, A. R., Wachnicka, A. H., Gaiser, E. E., Fourqurean, J. W., 2009. Nutrient effects on seagrass epiphyte community structure in Florida Bay. J. Phycol. 45, 1010-1020.
Frankovich, T. A., Zieman, J. C., 2005. A temporal investigation of grazer dynamics, nutrients, seagrass leaf productivity, and epiphyte standing stock. Estuaries 28, 41-52.
Fredriksen, S., 2003. Food web studies in a Norwegian kelp forest based on stable isotope ($\delta^{13}C$ and $\delta^{15}N$) analysis. Mar. Ecol. Prog. Ser. 260, 71-81.
Fretter, V., 1976. The anatomy and feeding of the volutacean prosobranch *Volvarina taeniolata* Mörch. J. Molluscan Stud. 42, 327-336.
Froese, R., Pauly, D., 2011. FishBase. (www.fishbase.org, dernière date d'accès : mai 2015).
Frostegard, A., Baath, E., 1996. The use of phospholipid fatty acid analysis to estimate bacterial and fungal biomass in soil. Biol. Fertil. Soils 22, 59-65.
Fry, B., Parker, L. P., 1979. Animal diet in Texas Seagras Meadows : $\delta^{13}C$ evidence for the importance of benthic plants. Estuar. Coast. Shelf Sci. 8, 499-509.
Fry, B., Sherr, E. B., 1984. $\delta^{13}C$ measurements as indicators of carbon flow in marine and freshwater ecosystems. Contrib. Mar. Sci. 27, 13-47.
Fry, B., Smith, T. J., 2002. Stable isotope studies of red mangroves and filter feeders from the shark river estuary, Florida. Bull. Mar. Sci. 70, 871-890.
Fry, B., Virnstein, R.W., 1988. Leaf production and export of the seagrass *Syringodium filiforme* Kutz in Indian River Lagoon. Aquat. Bot. 30, 261-266.
Gallmetzer, I., Pflugfelder, B., Zekely, J., Ott, J. A., 2005. Macrofauna diversity in *Posidonia* oceanica detritus : distribution and diversity of mobile macrofauna in shallow sublittoral accumulations of *Posidonia oceanica* detritus. Mar. Biol. 147, 517-523.
Gambi, M. C., Lorenti, M., Russo, G. F., Scipione, M. B., Zupo, V., 1992. Depth and seasonal distribution of some groups of the vagile fauna of the *Posidonia oceanica* leaf stratum : structural and trophic analyses. Mar. Ecol. 13, 17-39.
Gil, M., Armitage, A.R., Fourqurean, J. W., 2006. Nutrient impacts on epifaunal density and species composition in a subtropical seagrass bed. Hydrobiologia 569, 437-447.
Gillan, F. T., Hogg, R. W., Drew, E. A., 1984. The sterol and fatty acid compositions of seven tropical seagrasses from North Queensland, Australia. Phytochemistry 23, 2817-2821.
Goldberg, W. M., 1971. A note on the feeding behavior of the snapping shrimp *Synalpheus fritzmuelleri* Coutière (Decapoda, Alpheidae). Crustaceana 21, 318-320.
Gore, R.H., Scotto, L.E., Becker, L.J., 1978. Community composition, stability, and trophic partitioning in décapod crustaceans inhabiting some subtropical sabellarid worm reef. Bull. Mar. Sci. 28, 221-248.
Gosner, K.L., 1971. Guide to identification of marine and estuarine invertebrates : Cape Hatteras to the Bay of Fundy. Wiley-Interscience, New York. 693 pp.

Graeve, M., Kattner, G., Wiencke, C., Karsten, U., 2002. Fatty acid composition of Arctic and Antarctic macroalgae : indicator of phylogenetic and trophic relationships. Mar. Ecol. Prog. Ser. 231, 67-74.
Green, E. P., Short, F.T., 2003. World atlas of seagrasses, University of California Press, Berkeley, 310 pp.
Greening, H., Livingston, R., 1982. Diel variation in the structure of seagrass-associated epibenthic macroinvertebrate communities. Mar. Ecol. Prog. Ser. 7, 147-156.
Guest, M. A., Connolly, R. M., 2004. Fine-scale movement and assimilation of carbon in saltmarsh and mangrove habitat by resident animals. Aquat. Ecol. 38, 599-609.
Guilcher, A., Marec, A., 1978. Le récif-barrière et le lagon du Grand Cul-de-Sac Marin (Guadeloupe, Antilles françaises). Géomorphologie et sédiments. Oceanol. Acta 1, 435-444.
Gurr, M. I., Harwood, J. L., Frayn, K. N., 2002. Lipid biochemistry, Blackwell Science, Oxford.
Gutierrez, J. L., Jones, C. G., Strayer, D. L., Iribarne, O. O., 2003. Mollusks as ecosystem engineers : the role of shell production in aquatic habitats. Oikos 101, 79-90.
Hall, M. O., Bell, S. S., 1988. Response of small motile epifauna to complexity of epiphytic algae on seagrass blades. J. Mar. Res. 46, 613-630.
Harbeson, S. A., 2010. An investigation of nutrient transfer in a restored eelgrass, *Zostera marina*, meadow. Ph. D. Thesis, University of Virginia, Charlottesville, VA, USA.
Harrigan, P., Zieman, J. C., Macko, S. A., 1989. The base of nutritional support for the gray snapper (*Lutjanus griseus*) : an evaluation based on a combined stomach content and stable isotope analysis. Bull. Mar. Sci. 44, 65-77.
Harrison, P. G., 1982. Control of microbial growth and of amphipod grazing by water-soluble compounds from leaves of *Zostera marina*. Mar. Biol. 67, 225-230.
Harrison, P. G., 1989. Detrital processing in seagrass systems : A review of factors affecting decay rates, remineralization and detritivory. Aquat. Bot. 35, 263-288.
Harrison, P. G., Durance, C. D., 1985. Reductions in photosynthetic carbon uptake in epiphytic diatoms by water-soluble extracts of leaves of *Zostera marina*. Mar. Biol. 119, 117-119.
Hays, C. G., 2005. Effect of nutrient availability, grazer assemblage and seagrass source population on the interaction between *Thalassia testudinum* (turtle grass) and its algal epiphytes. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 314, 53-68.
Hazlett, B. A, 1981. The behavioral ecology of hermit crabs. Annu. Rev. Ecol. Syst. 12, 1-22.
Hazlett, B. A., Winn, H. E., 1962. Sound production and associated behavior of bermuda crustaceans (*Panulirus*, *Gonodactylus*, *Alpheus*, and *Synalpheus*). Crustaceana 4, 25-38.
Heard, R. W., 1982. Guide to common tidal marsh invertebrates of the northeastern Gulf of Mexico., Mississipi-Alabama Sea Grant Consortium, MASGP-79-004, University of South Alabama, Mobile, Alabama, 82 pp.
Heck Jr, K. L., Hays, C. G., Orth, R. J., 2003. Critical evaluation of the nursery role hypothesis for seagrass meadows. Mar. Ecol. Prog. Ser. 253, 123-136.
Heck Jr, K. L., Wetstone, G. S., 1977. Habitat complexity and invertebrate species richness and abundance in tropical seagrass complexity. J. Biogeogr. 4, 135-142.
Heck, K. L., 1977. Comparative species richness, composition, and abundance of invertebrates in Caribbean seagrass (*Thalassia testudinum*) meadows (Panamà). Mar. Biol. 41, 335-348.
Heck, K. L., Valentine, J. F., 2006. Plant-herbivore interactions in seagrass meadows. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 330, 420-436.
Hecky, R. E., Hesslein, R. H., 1995. Contributions of benthic algae to lake food webs as revealed by stable isotope analysis. J. North Am. Benthol. Soc. 631-653.
Heijs, F. M. L., 1984. Annual biomass and production of epiphytes in three monospecific seagrass communities of *Thalassia hemprichii* (Ehrenb.) Aschers. Aquat. Bot. 20, 195-218.

Hemminga, M. A., Duarte, C. M., 2000. Seagrass ecology, Limnology and Oceanography. Cambridge, United Kingdom. 298 pp.
Hemminga, M. A., Mateo, M., 1996. Stable carbon isotopes in seagrasses : variability in ratios and use in ecological studies. Mar. Ecol. Prog. Ser. 140, 285-298.
Hemminga, M. A., Slim, F. J., Kazungu, J., Ganssen, G. M., Nieuwenhuize, J., Kruyt, N. M., 1994. Carbon outwelling from a mangrove forest with adjacent seagrass beds and coral reefs (Gazi Bay, Kenya). Mar. Ecol. Prog. Ser. 106, 291-301.
Hixon, M. A., Menge, B. A., 1991. Species diversity : prey refuges modify the interactive effects of predation and competition. Theor. Popul. Biol. 39, 178-200.
Hogarth, P., 2007. The biology of mangroves and seagrasses, 2nd Editio. ed. Oxford University Press, Oxford.
Holbrook, S. J., Schmitt, R. J., 1992. Causes and consequences of dietary specialization in surfperches : patch choice and intraspecific competition. Ecology 73, 402-412.
Holt, R. D., 1987. On the relation between niche overlap and competition : the effect of incommensurable niche dimensions. Oikos 48, 110-114.
Holzer, K. K., Rueda, J. L., McGlathery, K. J., 2011. Differences in the feeding ecology of two seagrass-associated snails. Estuaries and coasts 34, 1140-1149.
Hopper, B. E., Meyers, S. P., 1967. Population studies on benthic nematodes within a subtropical seagrass community. Mar. Biol. 1, 85-96.
Houbrick, R. S., 1974. Growth studies on the genus *Cerithium* (Gastropoda : Prosobranchia) with notes on ecology and microhabitats. Nautilus, Philadelphia. 88, 14-27.
Houbrick, R. S., 1980. Observations on the anatomy and life history of *Modulus modulus* (Prosobranchia : Modulidae). Malacologia 20, 117-142.
Hovel, K. A., Fonseca, M. S., Myer, D. L., Kenworthy, W. J., Whitfield, P. E., 2002. Effects of seagrass landscape structure, structural complexity and hydrodynamic regime on macrofaunal densities in North Carolina seagrass beds. Mar. Ecol. Prog. Ser. 243, 11-24.
Howard, R. K., 1982. Impact of feeding activities of epibenthic amphipods on surface-fouling of eelgrass leaves. Aquat. Bot. 14, 91-97.
Howard, R. K., 1987. Diel variation in the abundance of epifauna associated with seagrasses of the Indian River, Florida, USA. Mar. Biol. 96, 137-142.
Hughes, A. R., Bando, K. J., Rodriguez, L. F., Williams, S. L., 2004. Relative effects of grazers and nutrients on seagrasses : a meta-analysis approach. Mar. Ecol. Prog. Ser. 282, 87-99.
Hureau, J. C., 1970. Biologie comparée de quelques poissons antarctiques (Nototheniidae), Bull. Inst. Océanogr. Monaco. 68 (1391) : 1-250.
Huston, M., 1979. A general hypothesis of species diversity. Am. Nat. 113, 81-101.
Huston, M. A., 1994. Biological diversity. The coexistence of species on changing landscapes, Cambridge University Press, Cambridge.
Hyndes, G., Kendrick, A., MacArthur, L., Stewart, E., 2003. Differences in the species and size composition of fish assemblages in three distinct seagrass habitats with differing plant and meadow structure. Mar. Biol. 142, 1195-1206.
Hyslop, E. J., 1980. Stomach contents analysis : a review of methods and their application. J. Fish Biol. 17, 411-429.
Jackson, A. L., Inger, R., Parnell, A. C., Bearhop, S., 2011. Comparing isotopic niche widths among and within communities : SIBER - Stable Isotope Bayesian Ellipses in R. J. Anim. Ecol. 80, 595-602.
Jacob, U., Mintenbeck, K., Brey, T., Knust, R., Beyer, K., 2005. Stable isotope food web studies : a case for standardized sample treatment. Mar. Ecol. Prog. Ser.
Jamieson, G. R., Reid, E. H., 1972. The component fatty acids of some marine algal lipids. Phytochemistry 11, 1423-1432.

Jaschinski, S., Brepohl, D., Sommer, U., 2008. Carbon sources and trophic structure in an eelgrass *Zostera marina* bed, based on stable isotope and fatty acid analyses. Mar. Ecol. Prog. Ser. 358, 103-114.
Jaschinski, S., Brepohl, D. C., Sommer, U., 2011. Seasonal variation in carbon sources of mesograzers and small predators in an eelgrass community : stable isotope and fatty acid analyses. Mar. Ecol. Prog. Ser. 432, 69-82.
Jensen, H. S., McGlathery, K. J., Marino, R., Howarth, R. W., 1998. Forms and availability of sediment phosphorus in carbonate sand of Bermuda seagrass beds. Limnol. Oceanogr. 43, 799-810.
Jephson, T., Nyström, P., Moksnes, P. O., Baden, S. P., 2008. Trophic interactions in *Zostera marina* beds along the Swedish coast. Mar. Ecol. Prog. Ser. 369, 63-76.
Jernakoff, P., Brearley, A., Nielsen, J., 1996. Factors affecting grazer-epiphyte interactions in temperate seagrass meadows. Oceanogr. Mar. Biol. an Annu. Rev. 34, 109-162.
Jernakoff, P., Nielsen, J., 1997. The relative importance of amphipod and gastropod grazers in *Posidonia sinuosa* meadows. Aquat. Bot. 56, 183-202.
Jernakoff, P., Nielsen, J., 1998. Plant - animal associations in two species of seagrasses in Western Australia. Aquat. Bot. 60, 359-376.
Johns, R. B., Nichols, P. D., Perry, G. J., 1979. Fatty acid composition of ten marine algae from Australian waters. Phytochemistry 18, 799-802.
Johnston, M., Johnston, D., Richardson, A., 2005. Digestive capabilities reflect the major food sources in three species of talitrid amphipods. Comp. Biochem. Physiol. B. Biochem. Mol. Biol. 140, 251-7.
Jones, C. G., Lawton, J. H., Shachak, M., 1994. Organisms as ecosystem engineers. Oikos 69, 373-386.
Jones, C. G., Lawton, J. H., Shachak, M., 1997. Positive and negative effects of organisms as physical ecosystem engineers. Ecology 78, 1946-1957.
Juanes, F., 1994. What determines prey size selectivity in piscivorous fishes ?, in : Press, U. of S.C. (Ed.), Theory and Application in Fish Feeding Ecology. Columbia, 79-100.
Kaldy, J. E., Onuf, C. P., Eldridge, P. M., Cifuentes, L. A., 2002. Carbon budget for a subtropical seagrass dominated coastal lagoon : how important are seagrasses to total ecosystem net primary production ? Estuaries 25, 528-539.
Kelly, J., Scheibling, R., 2012. Fatty acids as dietary tracers in benthic food webs. Mar. Ecol. Prog. Ser. 446, 1-22.
Kendrick, G. A., 1991. Recruitment of coralline crusts and filamentous turf algae in the Galapagos archipelago : effect of simulated scour. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 147, 47-63.
Kendrick, G. A., Burt, J. S., 1997. Seasonal changes in epiphytic macro-algae assemblages between offshore exposed and inshore protected *Posidonia sinuosa* Cambridge et Kuo seagrass meadows, Western Australia. Bot. Mar. 40, 77-85.
Kenworthy, W. J., Thayer, G. W., 1984. Production and decomposition of the roots and rhizomes of seagrasses, *Zostera marina* and *Thalassia testudinum*, in temperate and subtropical marine ecosystems. Bull. Mar. Sci. 35, 364-379.
Kharlamenko, V., Kiyashko, S., Imbs, A., Vyshkvartzev, D., 2001. Identification of food sources of invertebrates from the seagrass *Zostera marina* community using carbon and sulfur stable isotope ratio and fatty acid analyses. Mar. Ecol. Prog. Ser. 220, 103-117.
Khotimchenko, S. V, Branch, F. E., 1995. Uncommom 16:1 (n-5) acid from *Dictyota dichotoma* and fatty acids of some brown algae of Dictyotaceae. Phytochemistry 38, 1411-1415.
Khotimchenko, S. V., 1993. Fatty acids and polar lipids of seagrasses from the sea of Japan. Phytochemistry 33, 369-372.

Khotimchenko, S. V., Vaskovsky, V. E., Titlyanova, T. V., 2002. Fatty acids of marine algae from the Pacific coast of North California. Bot. Mar. 45, 17-22.
Kieckbusch, D. K., Koch, M. S., Serafy, J. E., Anderson, W. T., 2004. Trophic linkages among primary producers and consumers in fringing mangroves of subtropical lagoons. Bull. Mar. Sci. 74, 271-285.
Kikuchi, T., Peres, J. M., 1977. Consumer ecology of seagrass beds, in : Seagrass Ecosystems : A Scientific Perspective. New York, 147-193.
Kim, H., Gandhi, S. R., Moreau, R. A., Weete, J. D., 1998. Lipids of *Haliphthoros philippinensis* : an oomycetous marine microbe. JAOCS 75, 1657-1665.
Kirchman, D., Mazzella, L., Alberte, R., Mitchell, R., 1984. Epiphytic bacterial production on *Zostera marina*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 15, 117-123.
Kitting, C. L., Fry, B., Morgan, M. D., 1984. Detection of inconspicuous epiphytic algae supporting food webs in seagrass meadows. Oecologia 62, 145-149.
Kneib, R. T., 1992. Population dynamics of the tanaid *Hargeria rapax* (Crustacea: Peracarida) in a tidal marsh. Mar. Biol. 113, 437-445.
Knowles, L. L., Bell, S.S., 1998. The influence of habitat structure in faunal-habitat associations in a Tampa Bay seagrass system, Florida. Bull. Mar. Sci. 62, 781-794.
Koch, E. W., Ackerman, J. D., Verduin, J., Keulen, M. Van, 2006. Chapter 8 Fluid Dynamics in Seagrass Ecology - from Molecules to Ecosystems, in: A. W. D. Larkum et al (Ed.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. 193-225.
Koch, E. W., Gust, G., 1999. Water flow in tide- and wave-dominated beds of the seagrass *Thalassia testudinum*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 184, 63-72.
Kopp, D., Bouchon-Navaro, Y., Louis, M., Bouchon, C., 2007. Diel differences in the seagrass fish assemblages of a Caribbean island in relation to adjacent habitat types. Aquat. Bot. 87, 31-37.
Kramer, D. L., Bryant, M. J., 1995. Intestine length in the fishes of a tropical stream: 2. Relationships to diet - the long and short of a convoluted issue. Environ. Biol. Fishes 42, 129-141.
Kuo, J., Kirkman, H., 1987. Floral and seedling morphology and anatomy of *Thalassodendron pachyrhizum* den Hartog (Cymodoceaceae). Aquat. Bot. 29, 1-17.
Lacas, S., Bouchon-Navaro Y., Loranger-Merciris, G., Rousteau, A., Bouchon C., 2010. Primary production dynamics of *Thalassia testudinum* (Konig) seagrass beds in Guadeloupe island. 63rd Gulf and Caribbean Fisheries Institute Congress. 1-5 nov. 2010, San Juan, Puerto-Rico.
Laegdsgaard, P., Johnson, C., 2001. Why do juvenile fish utilise mangrove habitats? J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 257, 229-253.
Larkum, A. W. D., Den Hartog, C., 1989. Evolution and biogeography of seagrasses, in : Larkum A. W. D., M. C. A. J. and S. S. A. (Ed.), Biology of Seagrasses. Elsevier Amsterdam, 143-165.
Layman, C. A., Arrington, D. A., Montaña, C. G., Post, D. M., 2007. Can stable isotope ratios provide for community-wide measures of trophic structure ? Ecology 88, 42-48.
Leber, K. M., 1985. The influence of predatory decapods, refuge, and microhabitat selection on seagrass communities. Ecology 66, 1951-1964.
Lebreton, B., Richard, P., Galois, R., Radenac, G., Pfléger, C., Guillou, G., Mornet, F., Blanchard, G. F., 2011. Trophic importance of diatoms in an intertidal *Zostera noltii* seagrass bed : Evidence from stable isotope and fatty acid analyses. Estuar. Coast. Shelf Sci. 92, 140-153.
Lechowicz, M.J., 1982. The sampling characteristics of electivity indices. Ecol. Monogr. 52, 22-30.

Ledoyer, M., 1968. Amphipodes Gammariens de quelques biotopes de substrat meuble de la région de Tuléar. Étude systématique et écologique. Ann. Malg 6, 15-62.
Lee, S. Y., 2000. Carbon dynamics of Deep Bay, eastern Pearl River estuary, China. II : Trophic relationship based on carbon- and nitrogen-stable isotopes. Mar. Ecol. Prog. Ser. 205, 1-10.
Lee, S. Y., Fong, C. W., Wu, R. S. S., 2001. The effects of seagrass (*Zostera japonica*) canopy structure on associated fauna : a study using artificial seagrass units and sampling of natural beds. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 259, 23-50.
Legendre, P., Legendre, L., 2012. Numerical ecology. Elsevier. Amsterdam, 1006 pp.
Leite, F. P. P., Turra, A., Gandolfi, S. M., 1998. Hermit crabs (Crustacea : Decapoda : Anomura), gastropod shells and environmental structure: their relationship in southeastern Brazil. J. Nat. Hist. 32, 1599-1608.
Lepoint, G., Cox, A., Dauby, P., Poulicek, M., Gobert, S., 2006. Food sources of two detritivore amphipods associated with the seagrass *Posidonia oceanica* leaf litter. Mar. Biol. Reasearch 2, 355-365.
Lepoint, G., Nyssen, F., Gobert, S., Dauby, P., Bouquegneau, J.-M., 2000. Relative impact of a seagrass bed and its adjacent epilithic algal community in consumer diets. Mar. Biol. 136, 513-518.
Lerebours, B., Magnin, H., 2013. The proposed reintroduction of the Antillean Manatee (*Trichechus manatus manatus*) in the Grand Cul-de-Sac Marin Bay, Guadeloupe (FWI) : an innovative challenge of collaboration with the fishing community, in: Proceedings of the 65th Gulf and Caribbean Fisheries Institute. 162-167.
Les, D. H., Cleland, M. A., Waycott, M., 1997. Phylogenetic studies in Alismatidae, II : Evolution of marine Angiosperms (Seagrasses) and hydrophily. Syst. Bot. 22, 443-463.
Lewis, F. G., 1984. Distribution of macrobenthic crustaceans associated with *Thalassia*, *Halodule* and bare sand substrata. Mar. Ecol. Prog. Ser. 19, 101-113.
Lin, G., Banks, T., Leonel, da S. L. O. S., 1991. Variation in $\delta^{13}C$ values for the seagrass *Thalassia testudinum* and its relations to mangrove carbon. Aquat. Bot. 40, 333-341.
Lobel, P. S., Ogden, J. C., 1981. Foraging by the herbivorous parrotfish *Sparisoma radians*. Mar. Biol. 64, 173-183.
Loneragan, N. R., Bunn, S. E., Kellaway, D. M., 1997. Are mangroves and seagrasses sources of organic carbon for penaeid prawns in a tropical Australian estuary ? A multiple stable-isotope study. Mar. Biol. 130, 289-300.
Luczkovich, J. J., Ward, G. P., Johnson, J. C., Christian, R. R., Baird, D., Neckles, H., Rizzo, W. M., 2002. Determining the trophic guilds of fishes and macroinvertebrates in a seagrass food web. Estuaries 25, 1143-1163.
Lugendo, B. R., Nagelkerken, I., Van Der Velde, G., Mgaya, Y. D., 2006. The importance of mangroves, mud and sand flats, and seagrass beds as feeding areas for juvenile fishes in Chwaka Bay, Zanzibar : Gut content and stable isotope analyses. J. Fish Biol. 69, 1639-1661.
Lukoschek, V., McCormick, M. I., 2001. Ontogeny of diet changes in a tropical benthic carnivorous fish, *Parupeneus barberinus* (Mullidae) : relationship between foraging behaviour, habitat use, jaw size, and prey selection. Mar. Biol. 138, 1099-1113.
MacArthur, R., Levins, R., 1964. Competition, habitat selection, and character displacement in a patchy environment. Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A. 51 : 6, 1207.
MacArthur, R. H., 1965. Patterns of species diversity. Biol. Rev. 40, 510-533.
MacIntyre, H. L., Geider, R. J., Miller, D. C., 1996. Microphytobenthos : the ecological role of the "Secret Garden" of Unvegetated, Shallow-Water Marine Habitats. I. Distribution, abundance and primary production. Estuaries 19, 186-201.
Mancinelli, G., 2012. To bite, or not to bite? A quantitative comparison of foraging strategies among three brackish crustaceans feeding on leaf litters. Estuar. Coast. Shelf Sci. 110, 125-133.

Mann, K. H., 1988. Production and use of detritus in various freshwater, estuarine, and coastal rnarine ecosystems. Limnol. Oceanogr. 33, 910-930.
Marbà, N., Holmer, M., Gacia, E., Barron, C., 2006. Seagrass beds and coastal biogeochemistry, in : Larkum, A. W. D., Orth, R. J., Duarte, C. M. (Eds.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. Springer, Dordrecht, 135-157.
Marcus, E., Marcus, E., 1964. On *Cerithium Atratum* (Born, 1778) (Gastropoda: Prosobranchia). Bull. Mar. Sci. Gulf Caribb. 14 (3), 494-510.
Marguillier, S., van der Velde, G., Dehairs, F., Hemminga, M.A., Rajagopal, S., 1997. Trophic relationships in an interlinked mangrove- seagrass ecosystem as traced by $\delta^{13}C$ and $\delta^{15}N$. Mar. Ecol. Prog. Ser. 151, 115-121.
Mateo, M. A., Cebrián, J., Dunton, K., Mutchler, T., 2006. Carbon flux in seagrass ecosystems. Seagrasses Biol. Ecol. Conserv. Springer 159-192.
McAfee, S. T., Morgan, S. G., 1996. Resource use by five sympatric parrotfishes in the San Blas Archipelago, Panama. Mar. Biol. 125, 427-437.
McClelland, J. W., Valiela, I., 1998. Linking nitrogen in estuarine producers to land-derived sources. Limnol. Oceanogr. 43, 577-585.
Mccutchan, J. H., Lewis, W. M., Kendall, C., Mcgrath, C. C., Jr, J. H. M., Jr, W. M. L., 2003. Variation in trophic shift for stable isotope ratios of carbon, nitrogen, and sulfur variation. Oikos 102, 378-390.
McGlathery, K., Sundbäck, K., Anderson, I., 2007. Eutrophication in shallow coastal bays and lagoons : the role of plants in the coastal filter. Mar. Ecol. Prog. Ser. 348, 1-18.
McMillan, C., 1984. The condensed tannins (Proanthocyanidins) in seagrasses. Aquat. Bot. 20, 351-357.
Mcmillan, C., Zapata, O., Escobar, L., 1980. Sulphated phenolic compounds in seagrasses. Aquat. Bot. 8, 267-278.
Meyers, S. P., Hopper, B. E., 1966. Attraction of the marine nematode, *Metoncholaimus* sp., to fungal substrates. Bull. Mar. Sci. 16, 142-150.
Meziane, T., D'Agata, F., Lee, S., 2006. Fate of mangrove organic matter along a subtropical estuary : small-scale exportation and contribution to the food of crab communities. Mar. Ecol. Prog. Ser. 312, 15-27.
Meziane, T., Lee, S. Y., Mfilinge, P.L., Shin, P. K. S., Lam, M. H. W., Tsuchiya, M., 2007. Inter-specific and geographical variations in the fatty acid composition of mangrove leaves : implications for using fatty acids as a taxonomic tool and tracers of organic matter. Mar. Biol. 150, 1103-1113.
Meziane, T., Tsuchiya, M., 2000. Fatty acids as tracers of organic matter in the sediment and food web of a mangrove intertidal flat ecosystem, Okinawa , Japan. Mar. Ecol. Prog. Ser. 200, 49-57.
Meziane, T., Tsuchiya, M., 2002. Organic matter in a subtropical mangrove-estuary subjected to wastewater discharge : origin and utilisation by two macrozoobenthic species. J. Sea Res. 47, 1-11.
Mfilinge, P. L., Meziane, T., Bachok, Z., Tsuchiya, M., 2003. Fatty acids in decomposing mangrove leaves : microbial activity, decay and nutritional quality. Mar. Ecol. Prog. Ser. 265, 97-105.
Mfilinge, P. L., Meziane, T., Bachok, Z., Tsuchiya, M., 2005. Litter dynamics and particulate organic matter outwelling from a subtropical mangrove in Okinawa Island, South Japan. Estuar. Coast. Shelf Sci. 63, 301-313.
Michener, R. H., Kaufman, L., 2007. Stable isotope ratios as tracers in marine food webs : an update. In : Stable isotopes in ecology and environmental science. Blackwell Publishing LTD, Boston, 238-282.

Mikkelsen, P. M., Mikkelsen, P. S., Karle, D. J., 1995. Molluscan biodiversity in the Indian River Lagoon, Florida. Bull. Mar. Sci. 57, 94-127.
Miller, D. C., Geider, R. J., Macintyre, H. L., 1996. Microphytobenthos : the ecological role of the "Secret Garden" of Unvegetated, Shallow-Water Marine Habitats. II. Role in Sediment Stability and Shallow-Water Food Webs. Estuaries 19, 202-212.
Minagawa M., Wada E., 1984. Stepwise enrichment of ^{15}N along food chains ; Further evidence and the relation between $\delta^{15}N$ and animal age. Geochim. Cosmochim. Acta 48, 1135-1140.
Moncreiff, C., Sullivan, M., 2001. Trophic importance of epiphytic algae in subtropical seagrass beds: evidence from multiple stable isotope analyses. Mar. Ecol. Prog. Ser. 215, 93-106.
Moncreiff, C. A., Sullivan, M. J., Daehnick, A. E., 1992. Primary production dynamics in seagrass beds of Mississippi Sound : the contributions of seagrass epiphytic algae, sand microflora, and phytoplankton. Mar. Ecol. Prog. Ser. 87, 161-171.
Mongrand, S., Bessoule, J.-J., Cabantous, F., Cassagne, C., 1998. The $C_{16:3}/C_{18:3}$ fatty acid balance in photosynthetic tissue from 468 plant species. Phytochemistry 49, 1049-1064.
Morgan, M. D., 1980. Grazing and predation of the grass shrimp *Palaemonetes pugio*. Limnol. Oceanogr. 25, 896-902.
Morgan, M. D., Kitting, C. L., 1984. Productivity and utilization of the seagrass *Halodule wrightii* and its attached epiphytes. Limnol. Oceanogr. 29, 1066-1076.
Moriarty, D. J. W., Iverson, R. L., Pollard, P. C., 1986. Exudation of organic carbon by the seagrass *Halodule wrightii* Aschers. And its effect on bacterial growth in the sediment. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 96, 115-126.
Morris, P. A., 1956. A field guide to shells : Atlantic and Gulf coasts and the West Indies. Houghton Mifflin Harcourt. 355 pp.
Mudge, S. M., East, J. A., Bebianno, M. J., Barreira, L. A., 1998. Fatty acids in the Ria Formosa Lagoon, Portugal. Org. Geochem. 29, 963-977.
Mumby, P. J., Edwards, A. J., Ernesto Arias-Gonzalez, J., Lindeman, K. C., Blackwell, P. G., Gall, A., Gorczynska, M. I., Harborne, A. R., Pescod, C. L., Renken, H., C. C. Wabnitz, C., Llewellyn, G., 2004. Mangroves enhance the biomass of coral reef fish communities in the Caribbean. Nature 427, 533-536.
Murata, N., Wada, H., Gombos, Z., 1992. Modes of Fatty-Acid Desaturation in Cyanobacteria. Plant Cell Physiol. 33, 933-941.
Nagelkerken, I., Kleijnen, S., Klop, T., Van Den Brand, R., de La Morinière, E.C., van der Velde, G., 2001. Dependence of Caribbean reef fishes on mangroves and seagrass beds as nursery habitats : a comparison of fish faunas between bays with and without mangroves/seagrass beds. Mar. Ecol. Prog. Ser. 214, 225-235.
Nagelkerken, I., Roberts, C., van der Velde, G., Dorenbosch, M., van Riel, M., Cocheret de la Morinière, E., Nienhuis, P., 2002. How important are mangroves and seagrass beds for coral-reef fish? The nursery hypothesis tested on an island scale. Mar. Ecol. Prog. Ser. 244, 299-305.
Nagelkerken, I., van der Velde, G., 2002. Do non-estuarine mangroves harbour higher densities of juvenile fish than adjacent shallow-water and coral reef habitats in Curaçao (Netherlands Antilles) ? Mar. Ecol. Prog. Ser. 245, 191-204.
Nagelkerken, I., van der Velde, G., 2004. Are Caribbean mangroves important feeding grounds for juvenile reef fish from adjacent seagrass beds ? Mar. Ecol. Prog. Ser. 274, 143-151.
Nagelkerken, I., van der Velde, G., Gorissen, M. W., Meijer, G. J., Van't Hof, T., den Hartog, C., 2000. Importance of mangroves, seagrass beds and the shallow coral reef as a nursery for important coral reef fishes, using a visual census technique. Estuar. Coast. Shelf Sci. 51, 31-44.

Nagelkerken, I., van der Velde, G., Verberk, W., Dorenbosch, M., 2006. Segregation along multiple resource axes in a tropical seagrass fish community. Mar. Ecol. Prog. Ser. 308, 79-89.
Nakamura, Y., Horinouchi, M., Nakai, T., Sano, M., 2003. Food habits of fishes in a seagrass bed on a fringing coral reef at Iriomote Island, southern Japan. Ichthyol. Res. 50, 15-22.
Nakamura, Y., Sano, M., 2005. Comparison of invertebrate abundance in a seagrass bed and adjacent coral and sand areas at Amitori Bay, Iriomote Island, Japan. Fish. Sci. 71, 543-550.
Napolitano, G. E., Pollero, R. J., Gayoso, A. N. A. M., Macdonald, B. A., Thompsonii, R. J., 1997. Fatty acids as trophic markers of phytoplankton blooms in the Bahia Blanca Estuary (Buenos Aires, Argentina) and in Trinity Bay (Newfoundland, Canada). Biochem. Syst. Ecol. 25, 739-755.
Nelson, T. A., Waaland, J. R., 1997. Seasonality of eelgrass, epiphyte, and grazer biomass and productivity in subtidal eelgrass meadows subjected to moderate tidal amplitude. Aquat. Bot. 56, 51-74.
Nichols, P. D., Klumpp, D. W., Johns, R.B., 1982. Lipid components of the seagrasses *Posidonia australis* and *Heterozostera tasmanica* as indicators of carbon source. Phytochemistry 21, 1613-1621.
Nichols, P. D., Klumpp, D. W., Johns, R. B., 1985. Lipid components of the epiphyte material, suspended particulate matter and cultured bacteria from a seagrass, *Posidonia australis*, community indicators of carbon source. Comp. Biochem. Physiol. 80B, 315-325.
Nichols, P. D., Klumpp, D. W., Johns, R. B., 1986. Lipid components and utilization in consumers of a seagrass community : an indication of carbon source. Comp. Biochem. Physiol. Part B Comp. Biochem. 83, 103-113.
Nielsen, J., Lethbridge, R., 1989. Feeding and the epiphyte food resources of gastropods living on leaves of the seagrass *Amphibolis griffithii* in south-western Australia. J. Malacol. Soc. Aust. 10, 47-58.
Novak, R., 1984. A study in ultra-ecology : microorganisms on the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile. Mar. Ecol. 5, 143-190.
Ogden, J. C., Zieman, J. C., 1977. Ecological aspects of coral reef-seagrass bed contacts in the Caribbean, in : Proc 3rd Int Coral Reef Symp. 377-382.
Olsen, Y., 1999. Lipids and essential fatty acids in aquatic food webs: what can freshwater ecologists learn from mariculture ?, in: Lipids in Freshwater Ecosystems. Springer, 161-202.
Orth, R. J., Heck, K. L., van Montfrans, J., 1984. Faunal communities in seagrass beds : a review of the influence of plant structure and prey characteristics on predator-prey relationships. Estuaries 7, 339-350.
Orth, R. J., van Montfrans, J., 1984. Epiphyte-seagrass relationships with an emphasis on the role of micrograzing : a review. Aquat. Bot. 18, 43-69.
Padilla, D. K., 1985. Structural resistance of algae to herbivores. Mar. Biol. 90, 103-109.
Palomar, N. E., Juinio-Meñez, M. A., Karplus, I., 2004. Feeding habits of the burrowing shrimp *Alpheus macellarius*. J. Mar. Biol. Assoc. UK 84, 1199-1202.
Parkes, R. J., 1987. Analysis of microbial communities within sediments using biomarkers. In : Symposia of the Society for General Microbiology, Cambridge 1987.
Parnell, A. C., Inger, R., Bearhop, S., Jackson, A. L., 2010. Source partitioning using stable isotopes : coping with too much variation. PLoS One 5 (3), e9672.
Parrish, J. D., 1989. Fish communities of interacting shallow-water habitats in tropical oceanic regions. Mar. Ecol. Prog. Ser. Oldend. 58, 143-160.
Penagos, G., Palacio, J., Aguirre, N., 2008. Microhabitat use and multivariate pattern of motile epifaunal community in relation to sediment grain size in a tropical Seagrass meadow. Gest. y Ambient. 11, 17-26.

Persson, M., Andersson, S., Baden, S., Moksnes, P. O., 2008. Trophic role of the omnivorous grass shrimp *Palaemon elegans* in a Swedish eelgrass system. Mar. Ecol. Prog. Ser. 371, 203-212.
Peterson, B. J., Fry, B., 1987. Stable isotopes in ecosystem studies. Annu. Rev. Ecol. Syst. 18, 293-320.
Phillips, D. L., 2001. Mixing models in analyses of diet using multiple stable isotopes : a critique. Oecologia 127 (2), 166-170.
Phillips, D.L., Gregg, J.W., 2003. Source partitioning using stable isotopes: coping with too many sources. Oecologia 136, 261-269.
Piazzi, L., Balata, D., Cinelli, F., Benedetti-Cecchi, L., 2004. Patterns of spatial variability in epiphytes of *Posidonia oceanica*. Differences between a disturbed and two reference locations. Aquat. Bot. 79, 345-356.
Pinkney, J. L., Micheli, F., 1998. Microalgae on seagrass mimics : does epiphyte community structure differ from live seagrasses? J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 22, 59-70.
Pinnegar, J. K., Polunin, N. V. C., 2000. Contributions of stable-isotope data to elucidating food webs of Mediterranean rocky littoral fishes. Oecologia 122, 399-409.
Ponder, W. F., Taylor, J. D., 1992. Predatory shell drilling by two species of *Austroginella* (Gastropoda : Marginellidae). J. Zool. 228, 317-328.
Post, D. M., 2002. Using stable isotopes to estimate trophic position : models, methods, and Assumptions. Ecology 83, 703-718.
R Development Core Team, 2013. R : A language and environment for statistical computing. R Found. Stat. Comput. Vienna, Autria. ISBN 3-900051-07-0, URL http://www.R-project.org.
Rajendran, N., Suwa, Y., Urushigawa, Y., 1993. Distribution of phospholipid ester-linked fatty acid biomarkers for bacteria in the sediment of Ise Bay, Japan. Mar. Chem. 42, 39-56.
Ramos, C. S., Parrish, C. C., Quibuyen, T. A. O., Abrajano, T. A., 2003. Molecular and carbon isotopic variations in lipids in rapidly settling particles during a spring phytoplankton bloom. Org. Geochem. 34, 195-207.
Randall, J. E., 1967. Food habits of reef fishes of the West Indies. Stud. Trop. Ocean., Miami. 5, 665-847.
Randall, J. E., 1996. Caribbean reef fishes, third edit. TFH Publications, Neptune City, New Jersey, 368 pp.
Rasheed, M. A., 2004. Recovery and succession in a multi-species tropical seagrass meadow following experimental disturbance : the role of sexual and asexual reproduction. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 310, 13-45.
Raven, J. A., Johnston, A. M., Kübler, J. E., Korb, R., McInroy, S. G., Handley, L.L., Scrimgeour, C. M., Walker, D. I., Beardall, J., Vanderklift, M., 2002. Mechanistic interpretation of carbon isotope discrimination by marine macroalgae and seagrasses. Funct. Plant Biol. 29, 355-378.
Richoux, N., Froneman, P., 2008. Trophic ecology of dominant zooplankton and macrofauna in a temperate, oligotrophic South African estuary : a fatty acid approach. Mar. Ecol. Prog. Ser. 357, 121-137.
Rooney, N., McCann, K., Gellner, G., Moore, J.C., 2006. Structural asymmetry and the stability of diverse food webs. Nature 442, 265-269.
Rublee, P. A., Roman, M. R., 1982. Decomposition of turtlegrass (*Thalassia testudinum* Konig) in flowing sea-water tanks and litterbags : compositional changes and comparison with natural particulate matter. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 58, 47-58.
Rueda, J. L., Salas, C., Urra, J., Marina, P., 2009. Herbivory on *Zostera marina* by the gastropod *Smaragdia viridis*. Aquat. Bot. 90, 253-260.
Russel-Hunter, W. D., 1970. Aquatic productivity : an introduction to some basic aspects of biological oceanography and limnology. MacMillian. New York.

Sargent, J., Bell, G., McEvoy, L., Tocher, D., Estevez, A., 1999. Recent developments in the essential fatty acid nutrition of fish. Aquaculture 177, 191-199.
Sargent, J. R., Parkes, R. J., Mueller-Harvey, I., Henderson, R. J., 1987. Lipid biomarkers in marine ecology. Microbes Sea 119-138.
Sargent, J. R., Whittle, K. J., 1981. Lipids and hydrocarbons in the marine food web. In : Analysis of marine ecosystems, ed. A. Longhurst, Academic Press, New York, 491-533.
Schomburg, G., 1987. Gas chromatographie Grundlagen - Praxis - Kapillartechnik 2ed. Wiley-VCH.
Schwamborn, R., Criales, M.M., 2000. Feeding strategy and daily ration of juvenile pink shrimp (*Farfantepenaeus duorarum*) in a South Florida seagrass bed. Mar. Biol. 137, 139-147.
Short, F., Carruthers, T., Dennison, W., Waycott, M., 2007. Global seagrass distribution and diversity : A bioregional model. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 350, 3-20.
Short, F. T., Neckles, H. A., 1999. The effects of global climate change on seagrasses. Aquat. Bot. 63, 169-196.
Short, F. T., Wyllie-Echeverria, S., 1996. Natural and human-induced disturbance of seagrasses. Environ. Conserv. 23, 17-27.
Stell, R., Torri, J., Dickey, D., 1980. Principles and procedures of statistics a biometrical approach. Mcgraw-Hill, New-York 633 pp.
Steneck, R. S., Dethier, M. N., 1994. A functional group approach to the structure of algal-domlinated communities. Oikos 69, 476-498.
Sterrenburg, F. A. S., Erftemeijer, P. L. A., Nienhuis, P. H., 1995. Diatoms as epiphytes on seagrasses in South Sulawesi (Indonesia) comparison with growth on inert substrata. Bot. Mar. 38, 1-8.
Stoner, A. W., 1980. The role of seagrass biomass in the organization of benthic macrofaunal assemblages. Bull. Mar. Sci. 30, 537-551.
Stoner, A.W., 1983. Distributional ecology of Amphipods and Tanaidaceans associated with three sea grass species. J. Crustac. Biol. 3, 505-518.
Stoner, A. W., Lewis, F. G., 1985. The influence of quantitative and qualitative aspects of habitat complexity in tropical sea-grass meadows. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 94, 19-40.
Tenore, K. R., Hanson, R. B., Mcclain, J., Maccubbin, A.E., Hodson, R. E., 1984. Changes in composition and nutritional value to a benthic deposit feeder of decomposing detritus pools. Bull. Mar. Sci. 35, 299-311.
Ter Braak, C.J.F., Prentice, I.C., 1988. A theory of gradient analysis. Adv. Ecol. Res. 18, 271-317.
Thayer, G. W., Bjorndal, K. A., Ogden, J. C., Williams, S. L., Joseph, C., Bay, T., 1984. Role of Larger Herbivores Seagrass Communities. Estuaries 7, 351-376.
Thompson, R. M., Hemberg, M., Starzomski, B. M., Shurin, J. B., 2007. Trophic levels and trophic tangles: The prevalence of omnivory in real food webs. Ecology 88, 612-617.
Touchette, B. W., Burkholder, J. M., 2000. Review of nitrogen and phosphorus metabolism in seagrasses. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 250, 133-167.
Trautman, D. A., Borowitzka, M. A., 1999. Distribution of the epiphytic organisms on *Posidonia australis* and *P. sinuosa*, two seagrasses with differing leaf morphology. Mar. Ecol. Prog. Ser. 179, 215-229.
Tunberg, B., Nelson, W.G., Smith, G., 1994. Population ecology of *Pagurus maclaughlinae* Garcia-Gomez (Decapoda: Anomura: Paguridae) in the Indian River Lagoon, Florida. J. Crustac. Biol. 14, 686-699.
Unabia, C. R. C., 2011. The snail *Smaragdia bryanae* (Neritopsina, Neritidae) is a specialist herbivore of the seagrass *Halophila hawaiiana* (Alismatidae, Hydrocharitaceae). Invertebr. Biol. 130, 100-114.

Valentine, J. F., Duffy, J. E., 2006. The central role of grazing in seagrass ecology, in : Larkum, A. W. D., Orth, R. J., Duarte, C. M. (Eds.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. Springer, Dordrecht, 463-501.

Valiela, I., Teal, J. M., Allen, S.D., Van Etten, R., Goehringer, D., Volkmann, S., 1985. Decomposition in salt marsh ecosystems : the phases and major factors affecting disappearance of above-ground organic matter. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 89, 29-54.

Vallim, M. A., De Paula, J. C., Pereira, R. C., Teixeira, V. L., 2005. The diterpenes from Dictyotacean marine brown algae in the Tropical Atlantic American region. Biochem. Syst. Ecol. 33, 1-16.

Vander Zanden, M. J., Rasmussen, J. B., 1999. Primary consumer $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ and the trophic position of aquatic consumers. Ecology 80, 1395-1404.

Vander Zanden, M. J., Rasmussen, J. B., 2001. Variation in $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ trophic fractionation : implications for aquatic food web studies. Limnol. Oceanogr. 46, 2061-2066.

Vanderklift, M. A, Ponsard, S., 2003. Sources of variation in consumer-diet $\delta^{15}N$ enrichment : a meta-analysis. Oecologia 136, 169-82.

Vanderploeg, H. A., Scavia, D., 1979. Two electivity indices for feeding with special reference to zooplankton grazing. J. fish. Res. Board can. 36, 362-365.

Vasconcelos Filho, A. de L., Neumann-Leitao, S., Eskinazi-Leca, E., De Oliveira, A. M. E., Port-Neto, F. de F., 2009. Habitos alimentares de consumidores primaries da ichtyofauna do sistema estuarino de Itamaraca, Pernambuco, Bresil. Rev. Bras. Enga. Pesca 4, 21-31.

Vaslet, A., 2009. Ichtyofaune des mangroves des Antilles : Influence des variables du milieu et approche isotopique des réseaux trophiques. Thèse de doctorat. Université des Antilles et de la Guyane. 274 pp.

Vaslet, A., Phillips, D. L., France, C., Feller, I. C., Baldwin, C. C., 2012. The relative importance of mangroves and seagrass beds as feeding areas for resident and transient fishes among different mangrove habitats in Florida and Belize : evidence from dietary and stable-isotope analyses. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 434-435, 81-93.

Vaughan, F. A., 1978. Food habits of sea bream, *Archosargus rhomboidalis* (Linnaeus), and comparative growth on plant and animal food. Bull. Mar. Sci. 28, 527-536.

Vicente, V. P., Arroyo-Aguilu, J. A., Rivera, J.A., 1980. *Thalassia* as a food source : importance and potential in the marine and terrestrial environments. J. Agric. Univ. Puerto Rico 64, 107-120.

Virnstein, R., Curran, M., 1986. Colonization of artificial seagrass versus time and distance from source. Mar. Ecol. Prog. Ser. 29, 279-288.

Virnstein, R.W., Howard, R.K., 1987. Motile Epifauna of Marine Macrophytes in the Indian River Lagoon, Florida. I. Comparisons Among Three Species of Seagrasses From Adjacent Beds. Bull. Mar. Sci. 41, 1-12.

Viso, A.-C., Marty, J.-C., 1993. Fatty acids from 28 marine microalgae. Phytochemistry 34, 1521-1533.

Viso, A.-C., Pesando, D., Bernard, P., Marty, J.-C., 1993. Lipid components of the mediterranean seagrass *Posidonia Oceanica*. Phytochemistry 34, 381-387.

Vizzini, S., Sarà, G., Michener, R.., Mazzola, A., 2002. The role and contribution of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile organic matter for secondary consumers as revealed by carbon and nitrogen stable isotope analysis. Acta Oecologica 23, 277-285.

Volkman, J. K., Barrett, S. M., Blackburn, S. I., Mansour, M. P., Sikes, E. L., Gelin, F., 1998. Microalgal biomarkers : A review of recent research developments. Org. Geochem. 29, 1163-1179.

Volkman, J. K., Jeffrey, S. W., Nichols, P. D., Rogers, G. I., Garland, C. D., 1989. Fatty acid and lipid composition of 10 species of microalgae used in mariculture. J. Exp. Mar. Bio. Ecol. 128, 219-240.

Volkman, J. K., Johns, R. B., Gillan, F. T., Perry, G. J., 1980. Microbial lipids of an intertidal sediment-I. Fatty acids and hydrocarbons. Geochim. Cosmochim. Acta 44, 1133-1143.
Wafar, S., Untawale, A.G., Wafar, M., 1997. Litter fall and energy flux in a mangrove ecosystem. Estuar. Coast. Shelf Sci. 44, 111-124.
Wannigama, Volkman, J. K., Nichols, P. D., Word, K., 1981. A comparison of lipid components of the fresh and dead leaves and pneumatophores of the mangrove Avicennia marina. Phytochemistry 20, 659-666.
Warwick, R. M., Clarke, K. R., 1991. A Comparison of Some Methods for Analyzing Changes in Benthic Community Structure. J. Mar. Biol. Assoc. United Kingdom 71, 225-244.
Waycott, M., Duarte, C.M., Carruthers, T. J. B., Orth, R. J., Dennison, W. C., Olyarnik, S., Calladine, A., Fourqurean, J. W., Heck, K. L., Hughes, A. R., Kendrick, G. A, Kenworthy, W. J., Short, F. T., Williams, S. L., 2009. Accelerating loss of seagrasses across the globe threatens coastal ecosystems. Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A. 106, 12377-81.
Wear, D. J., Sullivan, M. J., Moore, A. D., Millie, D. F., 1999. Effects of water-column enrichment on the production dynamics of three seagrass species and their epiphytic algae. Mar. Ecol. Prog. Ser. 179, 201-213.
Yamamuro, M., Kayanne, H., Yamano, H., 2003. $\delta^{15}N$ of seagrass leaves for monitoring anthropogenic nutrient increases in coral reef ecosystems. Mar. Pollut. Bull. 46, 452-8.
Zapata, O., Mcmillan, C., 1979. Phenolic acids in seagrasses. Aquat. Bot. 7, 307-317.
Zieman, J.C., 1974. Methods for the study of the growth and production of turtle grass, *Thalassia testudinum* König. Aquaculture 4, 139-143.
Zieman, J.C., 1982. The ecology of the seagrasses of south Florida : a community profile. United States Fish and Wildlife Service, Office of Biological Services, Washington, DC, USA. FWS/OBS-82/25, 158 pp.
Zieman, J. C., Macko, S. A., Mills, A. L., 1984. Role of segrasses and mangroves in estuarine food webs : temporal and spatial changes in stable isotope composition and amino acid content during decomposition. Bull. Mar. Sci. 35, 380-392.
Zimmer, M., Danko, J. P., Pennings, S. C., Danford, A. R., Carefoot, T. H., Ziegler, A., Uglow, R. F., 2002. Cellulose digestion and phenol oxidation in coastal isopods (Crustacea: Isopoda). Mar. Biol. 140, 1207-1213.
Zimmerman, R., Gibson, R., Harrington, J., 1979. Herbivory and detritivory among gammaridean amphipods from a Florida seagrass community. Mar. Biol. 54, 41-47.
Zimmerman, R. C., 2006. Light and photosynthesis in seagrass meadows, in : Larkum, A. W. D., Orth, R. J., Duarte, C. M. (Eds.), Seagrasses : Biology, Ecology and Conservation. Springer, Dordrecht, pp. 303-321.
Zupo, V., Nelson, W. G., 1999. Factors influencing the association patterns of *Hippolyte zostericola* and *Palaemonetes intermedius* (Decapoda: Natantia) with seagrasses of the Indian River Lagoon, Florida. Mar. Biol. 134, 181-190.

ANNEXES

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin (GCSM).

Annexe 2 : Rapport carbone total/azote total (C/N) des sources de matière organique en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du GCSM.

Annexe 3 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) des feuilles de *Thalassia testudinum*, des racines et des rhizomes en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 4 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) de la litière et des épiphytes en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 5 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) du périphyton et du biofilm en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 6 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) des matières en suspension (MES), des macro-algues et des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 7 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ des consommateurs primaires en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du GCSM.

Annexe 8 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{15}N$ des consommateurs primaires en fonction de la saison (sèche ou humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier ou herbier du large) dans la baie du GCSM.

Annexe 9 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) des Hippolytidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 10 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux ($mg.g^{-1}$ de poids sec) des Palaemonidae et des Processidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 11 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Solenoceridae et des Alpheidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

Annexe 12 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Gammaridae et des Leptocheliidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier.

Annexe 13 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Paguridae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

Annexe 14 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des *Cerithium atratum* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

Annexe 15 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) de *Modulus modulus* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

Annexe 16 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) de *Hyalina sp* et de *Smirigdia viridis* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

Annexe 17 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) des poissons en fonction des groupes trophiques.

Annexe 18 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) des poissons (CI et Om) en fonction des espèces, des sites et des saisons.

Annexe 19 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) d'*Ocyurus chrysurus* en fonction de la longueur totale (LT).

Annexe 20 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) d'*Archosargus rhomboidalis* en fonction de la longueur totale (LT).

Annexe 21 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des poissons carnivores de premier ordre en fonction de la saison (sèche et humide), de la date de prélèvement, du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) et de la taille (cm) dans la baie du GCSM.

Annexe 22 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des poissons herbivores, planctonophages, omnivores et piscivores en fonction de la saison (sèche et humide), de la date de prélèvement, du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) et de la taille (cm) dans la baie du GCSM.

Annexe 23 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) du carnivore de premier ordre *Ocyurus chrysurus* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

Annexe 24 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des poissons omnivores et des planctonophages en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

Annexe 25 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des poissons herbivores en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

Annexe 26 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) du zooplancton en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

Annexe 1 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du Grand Cul-de-Sac Marin (GCSM).

	$\delta^{13}C$				**$\delta^{15}N$**			
	Saison sèche		**Saison humide**		**Saison sèche**		**Saison humide**	
	Côtier	**Large**	**Côtier**	**Large**	**Côtier**	**Large**	**Côtier**	**Large**
***Thalassia testudinum* feuille verte**	-11,0 ± 0,2	-7,6 ± 0,2	-10,0 ±0,5	-10,0 ± 0,4	2,4 ± 0,2	1,1 ± 0,7	2,6 ± 0,7	1,1 ± 0,1
***Thalassia testudinum* racine**	-9,1 ± 0,2	-7,5 ± 0,3	-	-	0,9 ± 0,3	0,2 ± 0,4	-	-
***Thalassia testudinum* rhizome**	-8,7 ± 0,4	-7,4 ± 0,2	-	-	1,4 ± 1,7	-0,6 ± 0,3	-	-
***Thalassia testudinum* litière**	-10,8 ± 0,4	-8,9 ± 0,4	-10,7 ± 0,6	-7,4 ± 0,5	1,5 ± 0,4	1,4 ± 0,5	0,9 ± 0	0,1 ± 0,7
Epiphytes	-12,8 ± 0,4	-13,8 ± 1	-13,1 ± 0,5	-13,2 ± 3,2	2,2 ± 0,3	2,3 ± 0,4	2,1 ± 0,2	2,8 ± 0,1
Biofilm	-16,6 ± 0,3	-19,3 ± 1,3	-13,8 ± 0,2	-19,6 ± 2,4	2,2 ± 0,1	2,2 ± 0,2	1,5 ± 0	1,9 ± 0,1
Matières en suspension	-18,6 ± 0,3	-16,9 ± 2,2	-17,6 ± 0,1	-19,2 ± 0,3	4,9 ± 0,2	4,3 ± 0,4	4,6 ± 0,4	3,7 ± 0,2
Macro-algue *Anadyomene stellata*	-17,2 ± 0,2	-	-15,5 ± 0,1	-	-0,9 ± 1	-	-0,3 ± 0,4	NA
Macro-algue *Dictyota* sp.	-	-16,1 ± 0,2	-	-	-	1,1 ± 0,1	-	-
Feuilles *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment	-28,4 ± 0,9	-28,4 ± 1,3	-	-	-0,9 ± 1,9	2,3 ± 0,7	-	-

Annexe 2 : Rapport carbone total/azote total (C/N) des sources de matière organique en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du GCSM**.**

	Rapport C/N			
	Saison sèche		**Saison humide**	
Sources primaires	**Côtier**	**Large**	**Côtier**	**Large**
Thalassia testudinum feuille verte	16,1±0,3	17,7±0,4	16,6±1	19,5±0,7
Thalassia testudinum racine	26,1±2,7	35,9±1,3	-	-
Thalassia testudinum rhizome	43,5±15,2	52,1±13,6	-	-
Thalassia testudinum litière	34,6±4,7	35,6±2,8	35,2±1,1	31,6±2,3
Epiphytes	8,8±0,5	9,9±0,8	7,6±0,6	11,8±2,9
Biofilm	10,4±0,4	11,8±1,9	6,5±0,4	10,6±1,4
Matières en suspension	8,5±0,4	13±0,9	8,5±1,1	7,4±2
Macro-algue *Anadyomene stellata*	20,9±4,1	-	24,1±1,5	-
Maro-algue *Dictyota* sp.	-	16,8±0,9	-	-
Feuilles *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment	56,8±22,7	120,1±37,1	-	-

Annexe 3 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des feuilles de *Thalassia testudinum*, des racines et des rhizomes en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Feuilles *T. testudinum***				**Racines**		**Rhizomes**	
	Ss		**Sh**		**Ss**			
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
12:0	0	0	0	0	0	0	0	0,2 ± 0,3
14:0	1,8 ± 1,4	0,4 ± 0	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,6 ± 0,1	1,6 ± 0,2
15:0	0,6 ± 0,2	0	0,1 ± 0,1	0	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0,1	1,3 ± 0,2	1,6 ± 0,3
16:0	32,6 ± 3,9	27,6 ± 1,2	37,9 ± 0	30,4 ± 0,8	25,6 ± 1,9	24,6 ± 0,9	27,2 ± 3,5	24,2 ± 1,9
17:0	0,5 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,6 ± 0	0,8 ± 0,2	1,2 ± 0,2
18:0	6,5 ± 2	3,4 ± 0,2	4,5 ± 0,2	3,8 ± 0,2	4,6 ± 0,4	5,6 ± 0,2	3,2 ± 0,7	5,5 ± 0,1
19:0	0,2 ± 0,2	0	0	0	0	0,1 ± 0,2	0	0
20:0	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,2	0,6 ± 0	0,5 ± 0	1,4 ± 0,2	1,8 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1
21:0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0
22:0	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,6 ± 0	0,4 ± 0,1	1,6 ± 0,4	1,9 ± 0,3	0,5 ± 0,2	0,9 ± 0,3
24:0	0,6 ± 0,3	0,4 ± 0	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0,1	6,9 ± 2,1	10,3 ± 2,1	0,6 ± 0,3	1,2 ± 0,4
25:0	0,1 ± 0,2	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,1
Σ AGS	**43,8 ± 6,9**	**32,7 ± 1,2**	**44,9 ± 0,3**	**36,3 ± 1,2**	**41,2 ± 1,9**	**46,7 ± 2,4**	**34,8 ± 4,4**	**37,4 ± 0,9**
14:0iso	0,5 ± 0,2	0,4 ± 0,2	0,4 ± 0,2	0,5 ± 0,1	0	0	0	0,3 ± 0,3
15:0anteiso	0	0	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,9 ± 0,2	0,6 ± 0,2	1,8 ± 0,5
15:0iso	0	0	0	0	0,2 ± 0,2	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1	4,2 ± 2,7
16:0iso	0	0	0	0	0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,7 ± 0,3
17:0anteiso	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0,4 ± 0,2
17:0iso	1,8 ± 0,1	1,1 ± 0,5	0,4 ± 0,1	1 ± 0,4	0	0	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,2
18:0iso	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0	0	0	0
Σ AGB	**2,6 ± 0,2**	**1,6 ± 0,8**	**1,4 ± 0,5**	**2,2 ± 0,8**	**0,5 ± 0,2**	**1,8 ± 0,5**	**1,2 ± 0,3**	**7,9 ± 4**
16:1ω7	2,1 ± 0,6	1 ± 0,2	0,9 ± 0,1	1,1 ± 0	2,8 ± 0,2	2,7 ± 0,2	5,5 ± 1,3	3,6 ± 0,5
17:1ω9	0,1 ± 0,2	0	0	0	0	0	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0
18:1ω5	0	0	0	0	0	0	0	0
18:1ω7	2,7 ± 1,1	1,2 ± 0,2	1,2 ± 0,1	1,3 ± 0,1	3,7 ± 0,1	4,2 ± 1	5,8 ± 1,6	6,4 ± 0,4
18:1ω9	3,9 ± 0,5	3,2 ± 0,2	5,7 ± 0,4	4,9 ± 0,4	14,7 ± 0,6	17,1 ± 1,2	22,6 ± 5,2	20,9 ± 1,8
20:1ω7	0,1 ± 0,2	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0
20:1ω9	0	0	0	0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0
24:1ω9	0	0	0	0	2,3 ± 0,7	4,2 ± 1,3	0	0,2 ± 0,4
Σ AGMI	**8,9 ± 2**	**5,4 ± 0,3**	**7,8 ± 0,4**	**7,2 ± 0,4**	**23,9 ± 1**	**28,5 ± 0,7**	**34,4 ± 5,4**	**31,6 ± 1,4**

Annexe 3 (suite) :

% M ± ET	Feuilles vertes				Racines		Rhizomes	
	Ss		Sh		Ss			
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
16:2ω4	0	0	0	0	0,2 ± 0,2	0	0,2 ± 0,2	0
16:2ω6	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0	0,5 ± 0,2	0,7 ± 0,1	0	0	0	0
16:3ω3	1,8 ± 0,5	2,4 ± 0,4	0,7 ± 0,1	1,8 ± 0,1	0	0	0	0
18:2ω3	0	0	0	0	0,8 ± 0	0,7 ± 0,2	0,8 ± 0,7	1,3 ± 0,2
18:2ω6	13,7 ± 1,6	20,1 ± 1,5	28,8 ± 2,9	22,7 ± 2,4	25,2 ± 1,5	17,5 ± 2,2	23,7 ± 0,7	18,6 ± 2,3
18:3ω3	27,9 ± 4	37,2 ± 2,2	15,7 ± 2,4	29 ± 1,6	8,2 ± 1,4	4,7 ± 0,5	4,7 ± 1,2	3 ± 0,8
20:2ω6	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,1
20:4ω6	0,4 ± 0,3	0	0	0	0	0	0	0
20:5ω3	0,3 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0	0
22:2ω6	0	0,1 ± 0,2	0	0	0	0	0	0,2 ± 0,3
Σ AGPI	**44,7 ± 5**	**60,3 ± 1,3**	**45,8 ± 0,5**	**54,3 ± 1,5**	**34,4 ± 3**	**23 ± 2,2**	**29,7 ± 1,1**	**23,2 ± 3,3**
mg.g^{-1} (PS)								
Σ AGS	1,3±0,3	1,4±0,3	2,1±0,5	2±0,3	4,1±1,4	1,2±0,4	1,3±0,4	0,8±0,2
Σ AGB	0,1±0	0,1±0	0,1±0	0,1±0,1	0,1±0	0	0	0,2±0,1
Σ AGMI	0,3±0,1	0,2±0	0,4±0,1	0,4±0	2,4±0,8	0,7±0,3	1,3±0,5	0,7±0,2
Σ AGPI	1,3±0,2	2,6±0,5	2,1±0,6	3±0,4	3,5±1,6	0,6±0,3	1,1±0,3	0,5±0,2
Σ Total AG	2,9±0,4	4,2±0,9	4,6±1,2	5,5±0,8	10,1±3,8	2,6±1,1	3,7±1,2	2,2±0,6

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 4 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) de la litière et des épiphytes en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Litière de feuilles mortes**				**Epiphytes**			
	Ss		**Sh**		**Ss**		**Sh**	
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
12:0	0	0	0,6 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,5 ± 0,6	0,5 ± 0,1
13:0	0	0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0	0	0	0
14:0	5,6 ± 0,3	5,8 ± 0,6	4,9 ± 0,5	4 ± 0,4	4,3 ± 0,4	3,5 ± 0,4	5,2 ± 0,4	3,8 ± 0,3
15:0	1,6 ± 0,1	1,1 ± 0,2	2,4 ± 0,4	1,6 ± 0,2	0,6 ± 0,1	1,1 ± 0,2	0,8 ± 0,1	1,2 ± 0
16:0	38,2 ± 1,4	37,8 ± 2,2	29,4 ± 0,6	38,9 ± 2	27,5 ± 1,4	49,6 ± 2,4	28 ± 2,5	56,6 ± 4,3
17:0	1,3 ± 0,3	0,8 ± 0,1	1,6 ± 0,3	1 ± 0	0,8 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,4 ± 0,1
18:0	5,2 ± 1	2,5 ± 2,2	6,5 ± 1,4	4,5 ± 1,1	5,3 ± 0,2	3,3 ± 0,5	6,5 ± 0,7	7 ± 1
19:0	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0	0	0	0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,1
20:0	1,1 ± 0,2	0,6 ± 0	0,9 ± 0,1	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0
21:0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0
22:0	0,8 ± 0,3	0,9 ± 0,1	1,5 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,7 ± 0,4	0,4 ± 0,1
24:0	0,9 ± 0,4	1,4 ± 0,3	1,8 ± 0,1	1,2 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,5 ± 0	0,2 ± 0,3
25:0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0	0	0	0	0	0
Σ AGS	**55 ± 2,4**	**51,2 ± 1,5**	**50,9**	**52,7 ± 1,2**	**39,4 ± 2**	**59 ± 2,5**	**43,7 ± 3,4**	**70,8 ± 5,2**
13:0anteiso	0	0	0	0	0	0	0	0
13:0iso	0	0	0	0	0	0	0	0
14:0iso	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0
15:0anteiso	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1
15:0iso	0,7 ± 0,1	1 ± 0,2	2,3 ± 0,2	1,4 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,3 ± 0
16:0iso	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0	0,5 ± 0,1	0	0,4 ± 0,1	0
17:0anteiso	0	0	0	0	0,3 ± 0	0	0,2 ± 0,2	0
17:0iso	0,4 ± 0	0,7 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0	0,9 ± 0,1	0,6 ± 0	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0
18:0iso	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,7 ± 0,2	0,9 ± 0,1	0,4 ± 0,2	0,5 ± 0
19:0iso	0	0	0,1 ± 0,2	0	0	0	0	0,1 ± 0,2
Σ AGB	**2,1 ± 0,1**	**2,7 ± 0,5**	**4,6 ± 0**	**4 ± 0,4**	**3,6 ± 0,7**	**2,9 ± 0,3**	**3,1 ± 0,8**	**2 ± 0,2**
15:1ω1	0	0	0	0	0	0	0	0
16:1ω5	0,5 ± 0,1	2 ± 0,3	1,4 ± 0,2	1,2 ± 0,2	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0
16:1ω7	12,4 ± 3,2	6,7 ± 2,1	7,5 ± 0,8	4,2 ± 0,2	7,1 ± 0,8	3,4 ± 0,3	7,5 ± 0,8	1,8 ± 0,3
17:1ω7	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0	0	0
17:1ω9	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0	0	0	0,2 ± 0,2	0	0
18:1ω5	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,6	0	0	0	0	0
18:1ω7	8,6 ± 1,6	7,8 ± 0,8	12,2 ± 1,1	10,6 ± 0,4	7,5 ± 0,2	6,9 ± 0,5	4,8 ± 0,2	3,2 ± 0,8
18:1ω9	4,3 ± 0,5	5,6 ± 2,5	4,9 ± 0,3	4,5 ± 1,1	4,9 ± 0,5	7 ± 0,5	5,2 ± 0,6	7,5 ± 1,9
20:1ω11	0	0	0	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,2
20:1ω7	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2
20:1ω9	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0	0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2
22:1ω9	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0
24:1ω9	0	0	0	0	0,1 ± 0,2	0	0	0,4 ± 0,6
Σ AGMI	**26,5 ± 3,2**	**22,5 ± 1,9**	**27 ± 0,9**	**21 ± 1,4**	**20,6 ± 1**	**18,2 ± 0,8**	**18,9 ± 0,5**	**13,2 ± 3**

Annexe 4 (suite) :

% M ± ET	Litière de feuilles mortes				Epiphytes			
	Ss		Sh		Ss		Sh	
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
16:2ω4	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,8 ± 0,2	0,1	0,7 ± 0	0
16:2ω6	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,1	0	0	0
16:3ω3	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,7 ± 0,3	0,3 ± 0
16:3ω4	0,5 ± 0,1	0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0	0,5 ± 0	0
18:2ω3	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0	0
18:2ω6	2,7 ± 0,6	4,4 ± 1,4	3,6 ± 0,4	4,6 ± 0,1	2,1 ± 0,1	4 ± 0,3	1,8 ± 0,1	2,9 ± 0,4
18:3ω3	2,3 ± 1,2	4,1 ± 2,2	2,4 ± 0,5	4,1 ± 0,2	2,2 ± 0,2	4,4 ± 0,6	0,9 ± 0,1	2 ± 0,4
18:3ω6	0,6 ± 0,2	0,8 ± 0,3	0,6 ± 0	0,8 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,5 ± 0,1	1,2 ± 0,4	0,3 ± 0,1
18:4ω3	0,6 ± 0	1,6 ± 0,4	0,7 ± 0,1	1,6 ± 0,8	1,9 ± 0,3	1,2 ± 0,1	2,3 ± 0,6	0,5 ± 0,1
20:2ω6	0,5 ± 0,2	0,7 ± 0,7	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	1 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,4 ± 0,1
20:3ω6	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1
20:4ω6	4,1 ± 0,8	4,3 ± 1,6	5,5 ± 1,5	4,2 ± 0,9	14,7 ± 1,4	2,7 ± 0,5	13,8 ± 4,4	1,8 ± 0,6
20:5ω3	3,2 ± 0,2	4,5 ± 0,1	2,9 ± 0,2	4,3 ± 0,4	8,2 ± 1,3	4,8 ± 1,1	5,2 ± 0,2	3,5 ± 1,1
22:2ω6	0	0	0	0	0,4 ± 0,1	0	0,1 ± 0,2	0
22:4ω6	0	0	0	0	0,2 ± 0,1	0	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0
22:5ω3	0	0,1 ± 0,1	0	0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0
22:5ω6	0,2 ± 0,2	0,7 ± 0,3	0	0	0,6 ± 0,2	0,2 ± 0,2	1,7 ± 0,2	1,3 ± 0,7
22:6ω3	0,5 ± 0,2	1,2 ± 0,5	0	0	1,8 ± 0,2	0,5 ± 0,1	3,5 ± 0,8	0,5 ± 0,3
Σ AGPI	**16,3 ± 2,5**	**23,6 ± 0,4**	**18,4 ± 0,9**	**22,3 ± 1,7**	**36,3 ± 3**	**19,9 ± 2,8**	**34,4 ± 4,2**	**14 ± 2,4**
mg.g^{-1} (PS)								
Σ AGS	1,9±0,5	2,8±2,1	0,9±0,2	1,1±0	3,3±0,6	3,2±2,2	2,8±0,4	2,1±0,1
Σ AGB	0,1±0	0,2±0,1	0,1±0	0,1±0	0,3±0,1	0,2±0,1	0,2±0	0,1±0
Σ AGMI	0,9±0,1	1,2±0,8	0,5±0,1	0,4±0	1,7±0,3	1±0,6	1,2±0,2	0,4±0,1
Σ AGPI	0,6±0,1	1,3±1	0,3±0,1	0,5±0	3±0,4	1±0,4	2,2±0,7	0,4±0,1
Σ Total AG	3,5±0,7	5,4±4,0	1,8±0,4	2,1±0,02	8,3±1,3	5,3±3,3	6,5±1,2	3,0±0,1

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 5 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) du périphyton et du biofilm en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Périphyton**	**Biofilm**			
	Sh	**Ss**		**Sh**	
Noms	**Co**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
11:0	0	0,1 ± 0,1	0	0	0
12:0	0,1 ± 0,2	0,8 ± 0,5	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,3	0,1 ± 0,2
13:0	0	0,8 ± 0	0,1 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,2 ± 0
14:0	5,8 ± 1,2	4,7 ± 0,3	6 ± 1,3	4 ± 0,1	4,8 ± 0,2
15:0	0,8 ± 0,1	12,7 ± 0,5	4,6 ± 1	14 ± 0,7	6,1 ± 0,2
16:0	31,3 ± 2,4	24 ± 0,5	32,7 ± 2,5	23 ± 0,4	26,5 ± 0,5
17:0	0,6 ± 0	2,1 ± 0,1	1,5 ± 0,2	2,2 ± 0,1	1,8 ± 0,1
18:0	5,4 ± 0,1	4 ± 0,7	5 ± 0,9	4 ± 0,1	4,9 ± 0,2
19:0	0,2 ± 0	0	0	0	0,2 ± 0,2
20:0	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0	0,6 ± 0,1
22:0	0,4 ± 0	0,6 ± 0,2	0,5 ± 0,2	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0
24:0	0	1,3 ± 0,3	1,2 ± 0,5	1,4 ± 0,2	0
25:0	0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0	0
Σ AGS	**45 ± 3,9**	**52,1 ± 1,6**	**52,9 ± 3,2**	**51,1 ± 1,2**	**45,9 ± 0,7**
13:0iso	0	0	0	0	0,1 ± 0,3
14:0iso	0,5 ± 0,1	1,3 ± 0,2	0,9 ± 0,3	0,8 ± 0,1	0,4 ± 0,2
15:0anteiso	0,4 ± 0,1	2,7 ± 0,1	1,5 ± 0,2	1,8 ± 0,1	1,2 ± 0,1
15:0iso	0,7 ± 0,2	2,7 ± 0,1	1,9 ± 0,4	2 ± 0	1,5 ± 0,1
16:0iso	0,5 ± 0,1	1,7 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,2 ± 0	0,7 ± 0
17:0anteiso	0,1 ± 0,1	0,6 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0	0,3 ± 0
17:0iso	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0	0,6 ± 0	0	0
18:0iso	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0
19:0iso	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,3	0,1 ± 0,1	0	0
Σ AGB	**3,2 ± 0,7**	**10,4 ± 0,6**	**6,8 ± 0,9**	**6,6 ± 0,1**	**4,7 ± 0,4**
16:1ω5	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0	0,4 ± 0	0,6 ± 0,2
16:1ω7	9,9 ± 1,3	11,6 ± 0,4	14,3 ± 0,3	10,1 ± 0,1	12,9 ± 0,5
16:1ω9	0	0,5 ± 0,2	0,3 ± 0,1	1,3 ± 0,6	1,2 ± 0,2
17:1ω7	0	0,9 ± 0,1	0,3 ± 0	0,9 ± 0	0,4 ± 0,1
17:1ω9	0,1 ± 0,1	3,9 ± 0	0,8 ± 0,1	4,8 ± 0,2	1,6 ± 0
18:1ω5	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
18:1ω7	4,2 ± 0,3	6,3 ± 0,4	4,8 ± 0,4	7,2 ± 0,1	5,4 ± 0,2
18:1ω9	4,6 ± 0,7	3 ± 0,6	3,9 ± 0,6	2,6 ± 0,1	3,4 ± 0,1
19:1ω9	0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,2
20:1ω11	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,4	0,3 ± 0,3	0	0
20:1ω9	0,3 ± 0	0,2 ± 0,4	0,3 ± 0,1	1 ± 0,1	0,6 ± 0
22:1ω11	0	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0	0
22:1ω9	0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1
24:1ω9	0	0,8 ± 0,1	0,5 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2
Σ AGMI	**19,7 ± 1,3**	**28,3 ± 1,3**	**26,5 ± 1,3**	**28,9 ± 0,4**	**26,6 ± 0,4**

Annexe 5 (suite) :

% M ± ET	Périphyton	Biofilm			
	Sh	Ss		Sh	
Noms	**Co**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
16:2ω4	1 ± 0,2	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0	0,5 ± 0	0,7 ± 0
16:2ω6	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0,3 ± 0
16:3ω3	0,1 ± 0,2	0	0	0	0
16:3ω4	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0	1,1 ± 0
17:2ω5	0	0,7 ± 0	0,2 ± 0,1	1 ± 0	0,3 ± 0
17:2ω6	0	0	0	0,6 ± 0	0,6 ± 0
18:2ω3	0	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0,2	0	0
18:2ω6	1,9 ± 0	0,8 ± 0	1 ± 0,1	0,8 ± 0,1	1 ± 0
18:3ω3	1 ± 0,2	0,3 ± 0	0,7 ± 0,1	0,3 ± 0	0,7 ± 0,1
18:3ω6	0,9 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0
18:4ω3	1,7 ± 0	0,5 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,6 ± 0	1,3 ± 0,1
20:2ω6	0,5 ± 0,1	0	0	0	0
20:3ω3	1,2 ± 1,3	0	0	0	0
20:3ω6	0,3 ± 0	0	0,4 ± 0,3	0,2 ± 0	0,2 ± 0,2
20:4ω6	10,5 ± 3,4	1,9 ± 0,1	2,7 ± 0,4	2,7 ± 0,2	3,8 ± 0,2
20:5ω3	7,2 ± 2,2	3 ± 0,4	4,6 ± 1	4 ± 0,4	7,6 ± 0,1
22:4ω6	0,4 ± 0	0	0,1 ± 0,1	0	0,5 ± 0,1
22:4ω7	0	0	0	0	0
22:5ω3	0,3 ± 0,1	0	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0	0,5 ± 0,1
22:5ω6	1,4 ± 0,2	0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0,1
22:6ω3	2,9 ± 0,7	0,4 ± 0,1	1 ± 0,4	0,8 ± 0,1	3,3 ± 0,5
Σ AGPI	**32,1 ± 5,9**	**9,2 ± 0,9**	**13,9 ± 2,6**	**13,3 ± 0,7**	**22,7 ± 1**
mg.g^{-1} (PS)					
Σ AGS	2,2±0,5	0,6±0,1	0,2±0,1	0,6±0,1	0,3±0,2
Σ AGB	0,1±0	0,1±0	0	0,1±0	0
Σ AGMI	0,9±0,2	0,3±0	0,1±0	0,3±0	0,1±0,1
Σ AGPI	1,6±0,8	0,1±0	0,1±0	0,1±0	0,1±0,1
Σ Total AG	4,9±1,4	1,2±0,2	0,4±0,1	1,1±0,1	0,6±0,4

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 6 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des matières en suspension (MES), des macro-algues et des feuilles de *Rhizophora mangle* en décomposition sur le sédiment en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**MES**				***A. stellata***	***Dictyota* sp.**	***R. mangle***	
	Ss		**Sh**		**Ss**	**Ss**	**Ss**	
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**La**	**Co**
10:0	0	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
12:0	0,5 ± 0,6	0,8 ± 0,8	0	0,1 ± 0,1	0	0	3,7 ± 0,6	2,5 ± 0,3
13:0	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,1
14:0	6,6 ± 2,2	5,6 ± 0,2	8,8 ± 1,3	9 ± 1,7	5,3 ± 0,9	8 ± 0,7	12,1 ± 6,6	11,5 ± 3,5
15:0	1,8 ± 0,4	2,3 ± 0,3	0,9 ± 0,1	1,2 ± 0,3	0	1,1 ± 0,1	0,7 ± 0,4	1,5 ± 0,8
16:0	38,5 ± 1,7	38,6 ± 3,5	36 ± 1	29,1 ± 2	22,2 ± 5,3	29,6 ± 0,9	33,3 ± 5,4	27,2 ± 9,4
17:0	1,2 ± 0,3	1,4 ± 0,1	0,7 ± 0,2	1,1 ± 0,1	0	0,2 ± 0,1	1,4 ± 0,1	2,7 ± 0,7
18:0	11 ± 7,1	19 ± 1,2	7,7 ± 1,7	20,3 ± 5,9	1,2 ± 0,2	1,4 ± 0,2	5 ± 1,2	6,5 ± 2,7
19:0	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,3	0	0	0	0	0	0,2 ± 0,2
20:0	1 ± 0,8	1 ± 0,1	1 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0	0,6 ± 0,1	1,1 ± 0,4	1,4 ± 0,3
21:0	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1
22:0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,6	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0	0	0	0,6 ± 0	0,6 ± 0,3
24:0	0,5 ± 0,5	1,3 ± 0,4	0	0	0	0	0,6 ± 0,2	0,4 ± 0,1
25:0	0	0	0	0	0	0	0,2 ± 0,2	0
Σ AGS	**61,3 ± 8**	**70,7 ± 5,4**	**55,5 ± 3,7**	**62 ± 2,5**	**28,7 ± 6,3**	**40,8 ± 0,7**	**59 ± 12,5**	**55 ± 2,2**
13:0iso	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0
14:0iso	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0,7 ± 0,3	0,4 ± 0	0	0
15:0anteiso	0,6 ± 0,2	0,9 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0,2	0,3 ± 0,2	0	0,4 ± 0,1	1,2 ± 0,8
15:0iso	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1	1,1 ± 0,3	0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,4	1,2 ± 0,9
16:0iso	0,4 ± 0,2	0,7 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0	0	0	0,1 ± 0,2
17:0anteiso	0,4 ± 0,3	0,5 ± 0	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,2	0	0,1 ± 0,2
17:0iso	0,4 ± 0	0,5 ± 0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,2	0,6 ± 0,3	0,4 ± 0	0	0,6 ± 0,3
18:0iso	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0	0,4 ± 0,2	0,3 ± 0	0	0
19:0iso	0	0	0	0	0	0,9 ± 0	0	0
Σ AGB	**2,7 ± 0,8**	**3,7 ± 0,4**	**2,5 ± 0,1**	**2,9 ± 0,4**	**2 ± 1**	**2,5 ± 0,2**	**0,8 ± 0,6**	**3,2 ± 2,1**
15:1ω1	0	0	0	0	0	0	0,5 ± 0,2	0,8 ± 0,4
16:1ω5	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0	6,1 ± 0,4	0,2 ± 0,4	3,1 ± 2,1
16:1ω7	4,5 ± 0,3	3,9 ± 1	6,7 ± 0,2	6,4 ± 1,9	1,1 ± 0,2	3,1 ± 0,8	0,7 ± 0,5	0,8 ± 0,3
16:1ω9	0	0	0	0	1,3 ± 0,3	0	0	0
17:1ω7	0,2 ± 0,2	0	0	0	0	0,1 ± 0,3	0	0,2 ± 0,2
17:1ω9	0,7 ± 0	0,7 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1
18:1ω5	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0	0	0	0,7 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1
18:1ω7	3,1 ± 0,3	2,9 ± 0,8	2,8 ± 0,2	4,1 ± 1,1	11,7 ± 2,2	1 ± 0,1	2,4 ± 1,7	4,2 ± 2,4
18:1ω9	9,5 ± 2,6	10,2 ± 2,9	8,7 ± 0,3	5,4 ± 1,7	4,2 ± 1,4	18,9 ± 0,4	10,4 ± 2,7	7,9 ± 1,2
20:1ω11	0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0	0	0	0
20:1ω7	0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0,1 ± 0,1
20:1ω9	0	0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0	0
22:1ω11	0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0
22:1ω9	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0	0	0	0	0	0	0
Σ AGMI	**18,5 ± 2,9**	**18,9 ± 4,2**	**19,5 ± 0,2**	**17,3 ± 5,1**	**18,4 ± 4,1**	**30,6 ± 0,6**	**14,6 ± 1**	**17,6 ± 5,8**

Annexe 6 (suite) :

% M ± ET	MES				*A. stellata*	*Dictyota* sp.	*R. mangle*	
	Ss		Sh		Ss	Ss	Ss	
Noms	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**La**	**Co**
16:2ω4	0,7 ± 0,2	0,3 ± 0,3	1 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0	0	0,1 ± 0,2	0
16:2ω6	0	0	0	0	0,3 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0	0
16:3ω3	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0	0
16:3ω4	0	0,1 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0,3 ± 0	0	0
16:3ω6	0	0	0	0	3,9 ± 1	0	0	0
17:2ω6	0	0	0	0,3 ± 0,2	0	0	0	0
18:2ω3	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0,3 ± 0,1	1,2 ± 0,8
18:2ω6	1,7 ± 0,4	1,8 ± 0,5	1,9 ± 0,2	1,6 ± 0,4	5,6 ± 2	1,8 ± 0	6,9 ± 3,9	6 ± 2,8
18:3ω3	2 ± 1,2	0,6 ± 0,1	1,5 ± 0,1	1,2 ± 0,4	0	1,8 ± 0,1	16,8 ± 10	12,4 ± 8,9
18:3ω6	0,3 ± 0,3	0,4 ± 0,4	0,4 ± 0	0,6 ± 0,7	3,5 ± 1	0,6 ± 0	0	0
18:4ω3	4,4 ± 3,4	0,5 ± 0,2	4,1 ± 0,8	1,2 ± 0,3	0	4 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0
20:2ω6	0	0	0	0	0	5 ± 0,5	0	0,2 ± 0,2
20:2ω9	0	0	0	0	0	0	0	0
20:3ω3	0	0	0	0	0	0	0	0
20:3ω6	0	0	0	2,4 ± 3,4	0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0
20:4ω3	0	0	0	0	0	0,5 ± 0,1	0	0
20:4ω6	0,6 ± 0,2	0,7 ± 0,2	0,9 ± 0,1	0,9 ± 0,2	37 ± 15,7	6,5 ± 0,4	0,2 ± 0,3	0,7 ± 0,6
20:5ω3	3,1 ± 2,1	1,2 ± 0,6	5,1 ± 1,2	1,4 ± 0,3	0,4 ± 0,1	3,4 ± 0,6	0,2 ± 0,4	0,7 ± 0,7
22:4ω6	0	0	0,1 ± 0,2	3 ± 5	0,1 ± 0,1	1 ± 0,1	0	0
22:4ω7	0	0	0	0	0	0	0	0
22:5ω3	0,1 ± 0,1	0	0	1,7 ± 2,5	0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,5 ± 0,4
22:5ω6	0,2 ± 0,3	0,4 ± 0,7	0,5 ± 0,1	1,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0	0	0,2 ± 0,2
22:6ω3	4,5 ± 4,2	0,4 ± 0,1	6,4 ± 1,6	1,5 ± 0,4	0	0,4 ± 0,2	0,5 ± 0,5	2,1 ± 1,8
Σ AGPI	**17,5 ± 10,4**	**6,6 ± 1,4**	**22,5 ± 4**	**17,9 ± 4,1**	**50,9 ± 11,4**	**26,1 ± 1,1**	**25,6 ± 13,1**	**24,1 ± 7,1**
mg.g^{-1} (PS)								
Σ AGS	11,8±8,4	4,6±3,7	3,3±1,3	8,8±5,9	11,3±6,4	7,8±1,2	2,4±0,6	4,6±1,3
Σ AGB	0,5±0,5	0,2±0,2	0,1±0,1	0,4±0,2	0,8±0,7	0,5±0,1	0	0,2±0,1
Σ AGMI	3,4±1,9	1,3±1,2	1,1±0,4	2,1±0,9	7,2±4,1	5,7±1	0,6±0,1	1,4±0,4
Σ AGPI	3,9±3	0,4±0,4	1,3±0,3	2,6±1,8	18,3±6,1	5±0,6	1±0,6	2,1±1,1
Σ Total AG	19,6±13,5	6,7±5,5	5,8±2,0	14,0±8,8	37,7±15,3	19,2±2,9	4,1 ±0,4	8,3±2,1

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 7 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ des consommateurs primaires en fonction de la saison (sèche et humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) dans la baie du GCSM.

	$\delta^{13}C$ (‰)							
	Saison sèche				**Saison humide**			
	Côtier		**Large**		**Côtier**		**Large**	
	Jour	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
Gastéropodes								
Cerithium atratum	-12,3±0,3	-13,1±0,3	-11,8±0,5	-11,4±0,3	_	-13,0±0,3	_	-11,5±0,3
Modulus modulus	-11,0±0,4	_	_	-10,9±0,0	_	-10,4±0,7	_	-11,8±0,5
Hyalina sp.	-15,0±0,4	-14,7±0,0	_	_	_	-11,9±1,6	_	-11,5±0,6
Smirigdia viridis	_	_	_	-8,2±0,3	_	-10,3±0,1	_	-6,5±1,4
Anomoures								
Paguridae	-18,1±0,4	-16,0±0,3	-16,9±0,6	-17,0±1,0	_	-13,5±0,1	_	-15,5±0,3
Décapodes								
Alpheidae	_	_	-13,9±0,9	-10,4±0,2	_	-11,7±0,7	_	-12±0,6
Hippolytidae	-15,3±0,1	-15,5±0,1	-14,2±0	-15,2±0,3	_	-13,5±0,9	_	-13,6±0,2
Palaemonidae	_	-15±0,2	-13,9±0,3	_	_	-12,9±0,3	_	-13±0,5
Processidae	_	-13,5±0,4	_	-13,7±2,7	_	-14,0±2,8	_	-12,3±0,6
Solenoceridae	_	-12,3±1,1	_	-13,7±3	_	-13,3±1,8	_	-13,3±1,8
Péracarides	_	_	_	_	_	_	_	_
Gammaridae	-19,0±0,1	-17,9±0,1	_	_	_	-15,7±0,1	_	_
Leptocheliidae	_	-19,1±1,4	_	_	_	_	_	_
Zooplancton	_	-18,4±0,5	_	-17,7±0,1	-17,5±0,5	-16,9±0,7	-18,9±0,4	-18,1±0,3

Annexe 8 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{15}N$ des consommateurs primaires en fonction de la saison (sèche ou humide) et du site d'échantillonnage (herbier côtier ou herbier du large) dans la baie du GCSM.

	$\delta^{15}N$ (‰)							
	Saison sèche				**Saison humide**			
	Côtier		**Large**		**Côtier**		**Large**	
	Jour	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
Gastéropodes								
Cerithium atratum	3,9±0,6	3,6±0,4	3,9±0,7	3,6±0,1	_	4,1±1,1	_	4,4±0,6
Modulus modulus	2,2±0,4	_	_	2,9±0,3	_	1,9±0,4	_	2,1±0,2
Hyalina sp.	5,4±0,1	5,8±0,1	_	_	_	5,7±0,4	_	4,6±0,2
Smirigdia viridis	_	_	_	2,3±0,1	_	3,9±0,5	_	2,4±0,2
Anomoures								
Paguridae	3,6±0,8	3,5±0,3	3,6±0	3±0,4	_	3,1±0,3	_	2,6±0,1
Natantia								
Alpheidae	_	_	6,6±0,6	4,2±0,1	_	5,3±0,5	_	4,1±0,4
Hippolytidae	4,8±0,2	4,6±0,2	5,2±0,1	5,0±0,1	_	4,1±0,2	_	4,3±0,6
Palaemonidae	_	5,8±0,1	7,0±0,9	_	_	5,9±0,6	_	5,6±0,1
Processidae	_	5,6±0,7	_	6,2±0,5	_	6,2±0,5	_	5,4±0,2
Solenoceridae	_	5,1±0,6	_	5,3±0,4	_	5,2±0,6	_	4,0±0,4
Péracarides								
Gammaridae	3,3±0,4	3,2±0,3	_	_	_	1,7±0,2	_	_
Leptocheliidae	_	2,4±0,1	_	_	_	_	_	_
Zooplancton	_	6,9±0,1	_	4,1±0,3	5,9±0,1	5,9±0,2	3,8±0,3	3,7±0,2

Annexe 9 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Hippolytidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Hippolytidae**					
	Ss				**Sh**	
	Co		**La**		**La**	**Co**
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,5 ± 0	0,5 ± 0,1	0,8 ± 0,2
14:0	3,8 ± 0,2	3,7 ± 0,6	3,2 ± 0,5	3 ± 0,3	3,8 ± 0,8	3,4 ± 0,2
15:0	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,7 ± 0,1	1 ± 0,1	1,3 ± 0,2
16:0	28,3 ± 1,5	28 ± 2,7	30,2 ± 3,4	26,4 ± 1,3	29,2 ± 3,1	27,4 ± 1,4
17:0	1,9 ± 0,7	1,9 ± 0,6	1,4 ± 0,3	1,5 ± 0,5	1,1 ± 0,1	1 ± 0,1
18:0	6,6 ± 0,1	6,4 ± 0,5	7,1 ± 0,3	7,4 ± 0,6	7,9 ± 1	7 ± 0,5
20:0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1
22:0	0	0	0,1	0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0
24:0	0	0	0	0	0,1	0
Σ AGS	**42,3 ± 1,7**	**41,7 ± 3,1**	**43,7 ± 4,1**	**39,9 ± 1,5**	**44,4 ± 4,1**	**42 ± 2,1**
15:0iso	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1
16:0iso	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1	0,3 ± 0
17:0anteiso	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
17:0iso	0,5 ± 0	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0
18:0iso	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0
Σ AGB	**1,5 ± 0,1**	**1,6 ± 0,1**	**1 ± 0,2**	**1 ± 0,2**	**1 ± 0,2**	**1,5 ± 0,2**
16:1ω5	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,1
16:1ω7	8,7 ± 0,5	8,8 ± 1,2	6 ± 1	5,7 ± 1,7	5,4 ± 1,2	7,4 ± 1
16:1ω9	0	0	0	0	0,1	0
17:1ω7	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0,1	0	0	0
17:1ω9	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0
18:1ω7	5,8 ± 0,2	5,8 ± 0,2	6,8 ± 0,2	6,4 ± 0,5	5,8 ± 1,1	5,2 ± 0,2
18:1ω9	8,7 ± 0,4	7 ± 1,7	7,3 ± 1,5	8,4 ± 0,8	7,9 ± 1,1	8,9 ± 3,3
20:1ω11	0	0	0	0	0,2 ± 0,2	0
20:1ω7	0	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,1
20:1ω9	0,1 ± 0,1	0	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0
Σ AGMI	**23,7 ± 0,9**	**22 ± 2,4**	**20,8 ± 1,4**	**21,1 ± 1,6**	**20,1 ± 3,6**	**22,4 ± 3,7**

Annexe 9 (suite) :

% M ± ET	Hippolytidae					
	Ss				Sh	
	Co		La		La	Co
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
16:2ω4	1 ± 0,1	1 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0,5 ± 0,1
16:3ω4	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0	0	0	0,2 ± 0,1
18:2ω3	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0	0	0	0,1 ± 0,1
18:2ω6	2 ± 0,1	2,1 ± 0,1	2,7 ± 0,1	3,1 ± 0,1	1,8 ± 0,2	2,2 ± 0,1
18:3ω3	0,4 ± 0	0,4 ± 0	0,7 ± 0,1	0,9 ± 0,3	0,6 ± 0,1	0,3 ± 0
18:3ω6	0,4 ± 0	0,5 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0,1
18:4ω3	0,9 ± 0,1	0,8 ± 0	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,9 ± 0,2	0,7 ± 0,1
20:2ω6	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0
20:3ω6	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1
20:4ω6	5,2 ± 0,5	5,7 ± 0,8	4,4 ± 0,6	5,1 ± 0,5	4,8 ± 0,8	7,4 ± 0,3
20:5ω3	13,8 ± 2,4	15,5 ± 2,1	14,5 ± 1,5	15,5 ± 1,4	12,5 ± 2,2	13,5 ± 1,3
22:4ω6	0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	3,8 ± 7,4	0,2 ± 0,1
22:5ω3	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0	0,8 ± 0,3	0,1 ± 0,1
22:5ω6	1,2 ± 0,2	1,3 ± 0,3	1,2 ± 0,4	1,8 ± 0,6	1,4 ± 0,8	1,2 ± 0,2
22:6ω3	6 ± 0,9	5,9 ± 1,8	8,6 ± 1,7	9,1 ± 1,7	6,7 ± 1,1	6,4 ± 1
Σ AGPI	**32,5 ± 2,5**	**34,7 ± 5**	**34,5 ± 4,2**	**38,1 ± 2,7**	**34,5 ± 6,1**	**34,2 ± 2,9**
mg.g^{-1}						
Σ AGS	33,0±10,0	46,9±48,6	53,2±35,8	17,8±5,3	22,3±8,9	5,9±2,9
Σ AGB	1,1±0,3	1,8±1,8	1,2±0,9	0,4±0,1	0,5±0,2	1,2±1,2
Σ AGMI	18,5±5,6	24,7±25,2	24,3±14,6	9,4±2,6	9,9±3,2	23,1±31,4
Σ AGPI	25±6,2	33,4±23,6	38,4±16,8	16,8±3,9	18,5±12,1	30,1±33,5
Σ Total AG	77,6±21,7	106,7±99,1	117,2±67,7	44,4±11,7	51,3±23,6	92,9±109,6

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 10 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Palaemonidae et des Processidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Palaemonidae**				**Processidae**			
	Ss		**Sh**		**Ss**		**Sh**	
	Co	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**	**Co**	**La**
Noms	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**		**Nuit**			
12:0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,6	0,4 ± 0,5	0,5 ± 0,8	0,5 ± 0,4
13:0	0	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
14:0	2,4 ± 0,4	1,9 ± 0,2	2,1 ± 0,5	2,8 ± 0,3	1,9 ± 0,7	1,9 ± 0,4	1,9 ± 0,9	1,9 ± 0,8
15:0	0,7 ± 0	0,9 ± 0	1,2 ± 0,2	1,2 ± 0,1	1,3 ± 0,6	1,2 ± 0,3	2,4 ± 0,7	1,7 ± 0,4
16:0	24,5 ± 1,4	25,7 ± 0,8	23,2 ± 1,3	24,1 ± 1,2	22,3 ± 1,2	24,2 ± 3,5	19,7 ± 2,9	23,3 ± 4,9
17:0	1,7 ± 0,3	1,7 ± 0,2	1,8 ± 0,3	1,9 ± 0,1	2,4 ± 0,4	2,5 ± 0,1	2,6 ± 0,1	2,4 ± 0,3
18:0	9,4 ± 0,3	11,2 ± 0,7	10,4 ± 0,4	9,7 ± 0,2	10,1 ± 1,3	10,7 ± 1,9	11,3 ± 0,1	9,9 ± 1,8
19:0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1
20:0	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,6 ± 0	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1
22:0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,7 ± 0	0,7 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,7 ± 1	0,7 ± 0,2	0,8 ± 0,2
24:0	0,1 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0	0	0	0,1 ± 0,2	0	0
Σ AGS	**39,7 ± 1,1**	**43 ± 1,7**	**40,4 ± 1**	**41,1 ± 1,7**	**39 ± 1,3**	**42,5 ± 4,9**	**39,9 ± 4,9**	**41,1 ± 7,3**
15:0iso	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2
16:0iso	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,5 ± 0,2	0,5 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1
17:0anteiso	0	0,1 ± 0,1	0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0	0,3 ± 0,1
17:0iso	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0	0,5 ± 0	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,3	0,6 ± 0,2	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,1
18:0iso	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0	0,3 ± 0,1
Σ AGB	**1,5 ± 0,1**	**1,4 ± 0,4**	**1,4 ± 0,3**	**1,7 ± 0,3**	**2,3 ± 1**	**2,1 ± 0,6**	**2,1 ± 0,2**	**1,7 ± 0,4**
15:1ω1	0	0	0	0	0	0	0	0
16:1ω5	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0	0,1 ± 0,2
16:1ω7	7,6 ± 1,1	5,6 ± 0,8	6,1 ± 0,7	6,2 ± 0,5	4,8 ± 0,4	3,2 ± 0,6	3,2 ± 0,2	3,1 ± 0,9
16:1ω9	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0	0
17:1ω7	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0,6 ± 0,2	0,3 ± 0,3	0,3 ± 0	0
17:1ω9	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,5	0,6 ± 0,4	1,1 ± 0	0,6 ± 0,4
18:1ω5	0,1 ± 0,1	0	0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1
18:1ω7	7,4 ± 0,5	6,8 ± 0,3	7,2 ± 0,6	7,8 ± 0,3	5,8 ± 0,7	6,8 ± 1,7	5,9 ± 1,2	6,3 ± 0,8
18:1ω9	7,8 ± 0,3	7,9 ± 0,8	6,8 ± 0,3	7,4 ± 0,8	8,6 ± 2,3	8,4 ± 1,5	7,8 ± 0,8	7,6 ± 1,2
20:1ω11	0,1 ± 0,1	0	0,2 ± 0,2	0,6 ± 0,2	0,4 ± 0,4	0,3 ± 0,3	0,5 ± 0	0,3 ± 0,2
20:1ω7	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0	0,5 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1
20:1ω9	0,3 ± 0,1	0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0,5 ± 0	0,3 ± 0,1
22:1ω9	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,2	0	0
Σ AGMI	**24,4 ± 1,1**	**21,3 ± 2**	**21,7 ± 0,7**	**23,8 ± 0,9**	**21,3 ± 2,9**	**20,6 ± 2,2**	**19,4 ± 1,9**	**18,5 ± 2,4**

Annexe 10 (suite) :

% M ± ET	Palaemonidae				Processidae			
	Ss		Sh		Ss		Sh	
	Co	La	Co	La	Co	La	Co	La
Noms	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**		**Nuit**			
16:2ω4	0,8 ± 0,2	0	0,5 ± 0,2	0,1	0,2 ± 0,2	0	0	0
16:3ω4	0,4 ± 0,1	0	0,1	0	0	0	0	0
18:2ω3	0,3 ± 0	0	0,2 ± 0,1	0	0,2 ± 0,2	0	0	0
18:2ω6	2 ± 0,1	2,2 ± 0,1	2,4 ± 0,2	2,2 ± 0,1	1,8 ± 0,4	1,8 ± 0,3	1,6 ± 0	2 ± 0,5
18:3ω3	0,6 ± 0	0,9 ± 0,2	0,4 ± 0	0,9 ± 0,1	0,5 ± 0,2	0,6 ± 0,2	0,3 ± 0	0,6 ± 0,1
18:3ω6	0,5 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1
18:4ω3	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0	0,1 ± 0,2
20:2ω6	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1
20:2ω9	0	0	0	0	0	0	0	0
20:3ω3	0	0	0	0	0	0	0	0
20:3ω6	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0	0,3 ± 0,1
20:4ω3	0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0,1 ± 0,1
20:4ω6	7,4 ± 0,6	5,1 ± 0,3	8,8 ± 0,4	7,4 ± 0,7	10,4 ± 1	10,8 ± 2,2	11,6 ± 1,2	11,5 ± 0,4
20:5ω3	14,1 ± 0,4	11,9 ± 0,5	13,4 ± 0,5	9,9 ± 1,2	14,5 ± 0,4	9,8 ± 0,6	14,4 ± 0,9	10,8 ± 1,6
22:4ω6	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,6 ± 0,2	0,7 ± 0,2	0,7 ± 0,2	0,8 ± 0,6	0,9 ± 0,3	1,1 ± 0,4
22:5ω3	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,1	1,1 ± 0,3	0,9 ± 0,1	0,8 ± 0,2	1,1 ± 0	1 ± 0,3
22:5ω6	1,3 ± 0,2	1,4 ± 0,5	1,4 ± 0,2	1,5 ± 0,3	1,4 ± 0,4	1,8 ± 0,9	1,3 ± 0,2	1,7 ± 0,4
22:6ω3	4,9 ± 1,4	11,1 ± 1,3	6,6 ± 2	8,4 ± 1	6 ± 1,9	7,2 ± 1,2	7,1 ± 1	8,8 ± 2
Σ AGPI	**34,4 ± 1,9**	**34,4 ± 1**	**36,6 ± 1,4**	**33,5 ± 2,5**	**37,4 ± 3,6**	**34,8 ± 2,1**	**38,7 ± 3,2**	**38,7 ± 4,7**
mg.g^{-1}								
Σ AGS	7,7±4,0	16,6±12,0	12,0±2,9	11,0±3,5	11,8±3,0	20,9±8,2	8,5±5,8	5,8±2,2
Σ AGB	0,3±0,1	0,6±0,6	0,4±0,2	0,4±0,1	0,7±0,4	1±0,1	0,4±0,3	0,2±0
Σ AGMI	4,7±2,5	8,2±5,3	6,5±1,6	6,4±2,1	6,5±1,9	9,8±1,5	3,9±1,9	2,6±0,7
Σ AGPI	6,5±2,7	13,2±8,8	10,8±2,3	8,8±1,9	11,2±1,9	16,6±3,4	7,8±4	5,3±1,4
Σ Total AG	19,2±9,3	38,7±26,9	29,7±6,9	26,7±7,7	30,2±6,9	48,3±13,1	20,6±12,1	13,9±3,9

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 11 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Solenoceridae et des Alpheidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans herbier du large.

% M ± ET	**Solenoceridae**				**Alpheidae**			
	Ss		**Sh**		**Ss**		**Sh**	
	Co	**La**	**Co**	**La**	**La**		**Co**	**La**
Noms	**Nuit**				**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0,1 ± 0,1	0	0	0,1 ± 0,2	0	0,1 ± 0,2	0	0
14:0	0,9 ± 0,3	0,9 ± 0,3	1 ± 0,2	1,1 ± 0	1,2 ± 0,2	1,8 ± 0,7	1,9 ± 0,4	2,1 ± 0,8
15:0	1 ± 0,6	1,1 ± 0,5	1,6 ± 0,2	1,4 ± 0	1,1 ± 0,3	1,2 ± 0,3	1,6 ± 1	1,4 ± 0,3
16:0	24,3 ± 6,6	23,4 ± 5,1	19,6 ± 0,6	20,7 ± 0,9	24,1 ± 3,3	23,2 ± 2,2	21,3 ± 1,8	22,4 ± 2,2
17:0	2,2 ± 0,7	2,7 ± 1,2	2,6 ± 0,2	2,9 ± 0,5	2,4 ± 0,3	1,9 ± 0,6	2,2 ± 0,4	2,1 ± 0,3
18:0	12,4 ± 3,5	11,7 ± 0,4	11,5 ± 0,2	11,7 ± 0,3	13,5 ± 3,1	9,8 ± 2,7	8,7 ± 1	7,9 ± 0,8
19:0	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0
20:0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2
22:0	0,7 ± 0,4	0,6 ± 0,4	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0	0,4 ± 0,3	0,7 ± 0,4	0,8 ± 0,1	1 ± 0,1
24:0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0,2 ± 0,3	0	0
Σ AGS	**42,4 ± 11,2**	**41 ± 3,5**	**37,6 ± 1,1**	**39,2 ± 1,1**	**43,4 ± 6,5**	**39,1 ± 3,8**	**36,6 ± 1,9**	**37,2 ± 2,3**
13:0anteiso	0	0	0	0	0	0	0	0
13:0iso	0	0	0	0	0	0	0	0
14:0iso	0	0	0	0	0	0	0	0
15:0anteiso	0	0	0	0	0	0	0	0
15:0iso	0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0,1
16:0iso	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1
17:0anteiso	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0,1
17:0iso	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,3	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0	0,7 ± 0,2	0,3 ± 0,3	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1
18:0iso	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0
Σ AGB	**1,4 ± 0,5**	**1,2 ± 0,8**	**1,7 ± 0,3**	**1,6 ± 0,1**	**1,7 ± 0,4**	**0,7 ± 0,6**	**0,8 ± 0,3**	**0,9 ± 0,3**
16:1ω5	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0	0,2 ± 0,2
16:1ω7	4,6 ± 0,5	5,1 ± 0,9	4,5 ± 0,3	4,7 ± 0,4	4,4 ± 0,6	3,4 ± 0,4	5 ± 0,9	4,2 ± 0,8
17:1ω7	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,1 ± 0,1
17:1ω9	0,4 ± 0,3	0,7 ± 0,5	0,8 ± 0	0,7 ± 0,2	0,7 ± 0,6	0,5 ± 0,1	0,9 ± 0,5	0,7 ± 0,2
18:1ω5	0	0,1 ± 0,2	0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0	0,2 ± 0,1
18:1ω7	6 ± 1,4	5,4 ± 1,4	6,2 ± 0,3	6,4 ± 0,4	5,9 ± 0,8	5,4 ± 0,9	5,4 ± 1,2	6,3 ± 0,7
18:1ω9	6,5 ± 1,1	6,7 ± 0,7	5,4 ± 0,1	5,6 ± 0,1	7,3 ± 3,7	9,8 ± 3,7	7,7 ± 2	9,4 ± 2,2
19:1ω9	0	0,2 ± 0,3	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1
20:1ω11	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0	0	0,1
20:1ω7	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0	0	0,1 ± 0,2	0	0	0
20:1ω9	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,2	0,6 ± 0	0,5 ± 0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0,1 ± 0,1
24:1ω9	0	0	0	0	0,1 ± 0,2	0,1	0	0,1 ± 0,2
Σ AGMI	**18,6 ± 2,9**	**19,4 ± 2,5**	**18,2 ± 0,6**	**18,8 ± 0,8**	**19,6 ± 6,4**	**19,7 ± 3,2**	**19,7 ± 1,4**	**21,3 ± 1,9**

Annexe 11 (suite) :

	Ss		Sh		Ss		Sh	
	Co	**La**	**Co**	**La**	**La**		**Co**	**La**
Noms	**Nuit**				**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
16:2ω4	0,2 ± 0,1	0	0	0	0	0	0,3 ± 0,1	0
18:2ω3	0,3 ± 0,2	0	0	0	0	0	0	0
18:2ω6	2 ± 0,5	2,2 ± 0,7	2,1 ± 0	1,8 ± 0,3	1,9 ± 0,4	3,1 ± 1,2	2,4 ± 0,3	2,8 ± 0,2
18:3ω3	0,5 ± 0,2	0,8 ± 0,3	0,4 ± 0	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,2	1,8 ± 1	0,5 ± 0,1	1,1 ± 0,5
18:3ω6	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0	0,2 ± 0	0	0,1 ± 0,1	0,1	0
18:4ω3	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0	0,2 ± 0,1
20:2ω6	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,4 ± 0,3	0,6 ± 0,2
20:3ω6	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2
20:4ω3	0	0,3 ± 0	0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0	0,1 ± 0,2
20:4ω6	10,5 ± 2,2	7,6 ± 1,3	12,4 ± 0,4	9,8 ± 0,5	8,8 ± 0,9	12,6 ± 2,3	13,6 ± 0,8	14,6 ± 1,1
20:5ω3	13,2 ± 4,1	11,7 ± 1	14,3 ± 1	12 ± 0,8	11,5 ± 0,9	12,6 ± 1,5	16,1 ± 0,8	12,2 ± 1,7
22:4ω6	0,5 ± 0,2	0,4 ± 0,2	0,8 ± 0	0,6 ± 0	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,8 ± 0,8
22:5ω3	0,9 ± 0,4	1 ± 0,3	1,2 ± 0,1	1,1 ± 0	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0,2
22:5ω6	2 ± 0,7	1,3 ± 0,4	1,7 ± 0,3	1,8 ± 0,3	1,6 ± 0,8	1,2 ± 0,4	1,7 ± 0,3	1,3 ± 0,3
22:6ω3	6,1 ± 2	11,3 ± 2,1	8,2 ± 0,3	10,6 ± 0,1	9 ± 1,7	7,1 ± 3	6,8 ± 1,2	6 ± 1,5
Σ AGPI	**37,6 ± 9**	**38,4 ± 2,9**	**42,5 ± 1,3**	**40,3 ± 1,2**	**35,4 ± 0,3**	**40,5 ± 2,2**	**42,9 ± 1,5**	**40,6 ± 2,8**
mg.g^{-1}								
Σ AGS	2,6±1,1	2,4±0,5	14,0±19,4	5,6±0,6	20,0±26,1	10,2±2,5	2,5±0,5	2,8±1,4
Σ AGB	0,1±0	0,1±0,1	0,7±1,1	0,2±0	1±1,4	0,2±0,1	0,1±0	0,1±0,1
Σ AGMI	1,2±0,7	1,1±0,4	6,8±9,6	2,7±0,2	12,2±16,5	5,1±1,3	1,4±0,3	1,6±0,7
Σ AGPI	2,6±1,7	2,2±0,4	15,6±21,6	5,8±0,8	18±23,9	10,6±2,1	2,9±0,6	3±1,3
Σ Total AG	6,4±3,4	5,8±1,3	37,1±51,7	14,3±1,7	51,2±67,9	26,1±5,6	6,9±1,3	7,5±3,5

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 12 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Gammaridae et des Leptocheliidae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier.

% M ± ET	**Gammaridae**			**Leptocheliidae**	
	Ss		**Sh**	**Ss**	
	Co			**Co**	
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
12:0	0	0	0,1	0,1 ± 0,1	0
14:0	3,7 ± 0,4	3,4 ± 0,6	3,6 ± 0,4	4,3 ± 0,8	4,5 ± 0,7
15:0	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,1	1,7 ± 0,5	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0
16:0	28,8 ± 1,5	26,1 ± 1,6	25,7 ± 1,7	34,1 ± 4,3	40,5 ± 2,6
17:0	1,2 ± 0,2	1,1 ± 0,2	1,2 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0
18:0	6,2 ± 0,3	6 ± 0,5	6,9 ± 0,8	7,3 ± 0,5	8,1 ± 1,3
19:0	0	0	0,2 ± 0,1	0	0
20:0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1
22:0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0
Σ AGS	**40,9 ± 2,7**	**37,8 ± 1,6**	**39,9 ± 1,7**	**47,1 ± 4,9**	**54,7 ± 3,5**
14:0iso	0	0	0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0
15:0anteiso	0	0	0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0
15:0iso	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0
16:0iso	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0,4 ± 0
17:0anteiso	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
17:0iso	0,4 ± 0	0,4 ± 0	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,5 ± 0
18:0iso	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0
Σ AGB	**1,1 ± 0,2**	**1,2 ± 0,2**	**1,3 ± 0,2**	**1,9 ± 0,4**	**2,3 ± 0,2**
16:1ω5	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1
16:1ω7	7 ± 0,1	6,4 ± 0,4	8,2 ± 0,9	9,3 ± 0,7	8,4 ± 1,1
16:1ω9	0	0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,1
17:1ω7	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,1	0	0,1
17:1ω9	0,1	0	0,9 ± 0,2	0	0
18:1ω5	0	0	0,1	0	0
18:1ω7	3,4 ± 0,2	4 ± 0,2	4,6 ± 0,3	10,7 ± 0,5	9,4 ± 1,1
18:1ω9	12,6 ± 0,4	12,1 ± 0,2	6,6 ± 0,5	5 ± 0,2	5 ± 0,8
19:1ω9	0	0	0,3 ± 0,1	0	0
20:1ω11	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0
20:1ω7	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0	0,7 ± 0,1	0	0
20:1ω9	1,3 ± 0,1	1,5 ± 0,1	0,9 ± 0,2	0	0
Σ AGMI	**25,5 ± 1,5**	**25,2 ± 0,6**	**23 ± 1**	**25,6 ± 1,3**	**23,7 ± 2,7**

Annexe 12 (suite) :

% M ± ET	Gammaridae			Leptocheliidae	
	Ss		Sh	Ss	
	Co			Co	
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
16:2ω4	1,2 ± 0,1	1,1 ± 0,1	1,1 ± 0,2	2,3 ± 0,3	2 ± 0,3
16:2ω6	0	0	0	0,1 ± 0,1	0
16:3ω4	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,2	1,8 ± 0,4	1,5 ± 0,3
18:2ω3	0	0,1 ± 0,1	0	0,9 ± 0,1	0,8 ± 0,1
18:2ω6	2,2 ± 0,1	2,2 ± 0,1	2,7 ± 0,1	2,1 ± 0,4	1,8 ± 0,2
18:3ω3	0,7 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,3 ± 0	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,1
18:3ω6	0,5 ± 0	0,5 ± 0	0,7 ± 0	0,8 ± 0,2	0,6 ± 0,1
18:4ω3	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1
20:2ω6	0,5 ± 0	0,7 ± 0	0,5 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0
20:3ω6	0,5 ± 0	0,5 ± 0	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0
20:4ω3	0	0	0	0	0,1 ± 0,1
20:4ω6	7,6 ± 0,4	8,7 ± 0,4	8,6 ± 1	4,6 ± 1,4	2,9 ± 0,4
20:5ω3	14,1 ± 0,9	15,2 ± 1	14,4 ± 0,7	9,9 ± 2,8	6,3 ± 1
22:4ω6	0	0,2 ± 0	0,7 ± 0,5	0	0
22:5ω3	0,5 ± 0	0,6 ± 0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0
22:5ω6	1,6 ± 0,2	2 ± 0,2	2,1 ± 0,3	0,8 ± 0,3	1,8 ± 1
22:6ω3	1,9 ± 0,2	2,3 ± 0,3	2,4 ± 0,3	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1
Σ AGPI	**32,4 ± 2,1**	**35,8 ± 1,8**	**35,9 ± 1,9**	**25,3 ± 6**	**19,3 ± 1,8**
mg.g^{-1}					
Σ AGS	21,3±3,4	11,2±2,1	5,9±2,9	41,9±26,2	62,1±29,9
Σ AGB	0,6±0,1	0,3±0,1	0,2±0,1	1,7±1	2,6±1,2
Σ AGMI	13,3±2,2	7,5±1,5	3,5±1,8	23,7±16,2	26,2±11
Σ AGPI	16,9±2,4	10,6±2	5,3±2,5	24,1±19,9	22,3±12,8
Σ Total AG	52,1±7,9	29,5±5,6	14,9±7,3	91,4±62,2	113,2±54,4

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 13 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des Paguridae en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

% M ± ET	**Paguridae**					
	Ss				**Sh**	
	Co		**La**		**La**	**Co**
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0,1	0,1 ± 0,1	0	0	0,1 ± 0,2	0,5 ± 0,4
14:0	2,1 ± 0,9	2,3 ± 0,9	1,9 ± 0,4	1,2 ± 1	1,9 ± 0,4	2,2 ± 0,6
15:0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,6 ± 0,3	0,9 ± 0,1	1,5 ± 0,8
16:0	26,7 ± 3,8	27,8 ± 3,2	29,9 ± 2,4	23,1 ± 8,1	23,6 ± 2,7	24,7 ± 1,7
17:0	1,2 ± 0,6	1,5 ± 0,4	2,7 ± 0,9	2,3 ± 0,7	1,1 ± 0,1	1,2 ± 0,3
18:0	10,3 ± 2	9,1 ± 2,6	8,1 ± 0,4	10,5 ± 3,3	10,2 ± 0,9	9,5 ± 1,2
19:0	0	0	0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1
20:0	0,5 ± 0,2	0,5 ± 0,2	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0
21:0	0	0	0	0	0,1	0
22:0	0	0	0	0	0,5 ± 0	0,5 ± 0,1
Σ AGS	**41,2 ± 4,6**	**41,6 ± 3,9**	**43,8 ± 2,2**	**38 ± 6,7**	**39 ± 2**	**40,7 ± 1,1**
14:0iso	0	0	0	0	0	0,1
15:0anteiso	0	0	0,1	0	0	0
15:0iso	0	0	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,1
16:0iso	0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1
17:0anteiso	0	0,1	0	0	0	0
17:0iso	0,4 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,4	0,2 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1
18:0iso	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0
Σ AGB	**0,7 ± 0,3**	**0,9 ± 0,4**	**1,5 ± 0,5**	**0,7 ± 0,8**	**1,2 ± 0,3**	**0,8 ± 0,3**
16:1ω5	0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1
16:1ω7	8,8 ± 3,2	9,7 ± 3,9	3,8 ± 1	3,2 ± 1,6	5,9 ± 1,7	6,5 ± 2
16:1ω9	0	0	0,1 ± 0,1	0	0	0
17:1ω7	0,5 ± 0,4	0,4 ± 0,2	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,1	0,3 ± 0,2
17:1ω9	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,7 ± 0,5
18:1ω5	0	0,1	0	0	0	0
18:1ω7	5,9 ± 1	5,5 ± 0,7	5,8 ± 0,7	6,1 ± 0,4	6,1 ± 0,2	4,6 ± 0,4
18:1ω9	7,5 ± 0,9	6,5 ± 2,5	7,5 ± 0,3	8,2 ± 1,2	7,2 ± 0,3	5,9 ± 0,5
19:1ω9	0	0	0	0	0	0,2 ± 0,3
20:1ω11	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0
20:1ω7	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0,5 ± 0,2
20:1ω9	0,8 ± 1	0,6 ± 0,7	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0	0,1
22:1ω11	0	0,1	0,1	0	0	0
22:1ω9	0,1	0,1	0	0	0	0
Σ AGMI	**23,9 ± 3,6**	**23,5 ± 4,4**	**18,7 ± 1,7**	**18,6 ± 0,8**	**19,9 ± 1,5**	**18,8 ± 1,3**

Annexe 13 (suite) :

% M ± ET	Paguridae					
	Ss				Sh	
	Co		La		La	Co
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
16:2ω4	1,3 ± 0,9	1,2 ± 0,6	0,1	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,7 ± 0,3
16:2ω6	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0	0
16:3ω4	0,9 ± 0,8	0,7 ± 0,5	0	0	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,3
18:2ω3	0,3 ± 0,3	0,3 ± 0,3	0	0	0	0,1 ± 0,1
18:2ω6	2 ± 0,4	2,3 ± 0,5	3,9 ± 0,2	4 ± 0,6	3,8 ± 0,2	2,8 ± 0,3
18:3ω3	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	1,6 ± 0,2	1,3 ± 0,1	1,5 ± 0,1	0,3 ± 0
18:3ω6	0,5 ± 0,2	0,5 ± 0,2	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1
18:4ω3	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,3	0,5 ± 0	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1
20:2ω6	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,9 ± 0,3	0,8 ± 0,2	0,7 ± 0,1
20:3ω6	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,1	0,4 ± 0,1
20:4ω3	0	0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0
20:4ω6	6,4 ± 1,6	7,7 ± 1,7	8,1 ± 0,8	9,9 ± 2,6	9,9 ± 1,5	9,2 ± 0,8
20:5ω3	14 ± 2,4	12,4 ± 3,3	14,2 ± 1,9	17,9 ± 2,9	15,5 ± 0,8	13,3 ± 0,8
22:4ω6	0	0,1 ± 0,1	0,1	0	0,2 ± 0	0,5 ± 0,3
22:5ω3	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0	0,4 ± 0
22:5ω6	2,4 ± 0,6	2 ± 0,6	0,8 ± 0,1	0,7 ± 0,2	1 ± 0,1	2,7 ± 0,4
22:6ω3	4,1 ± 3,2	4,6 ± 2,1	4,3 ± 0,8	5,9 ± 2,5	4,8 ± 1,1	7,6 ± 2
Σ AGPI	**34,2 ± 6,3**	**34 ± 6,2**	**36,1 ± 3,7**	**42,8 ± 8**	**39,9 ± 3,1**	**39,8 ± 2,5**
mg.g^{-1}						
Σ AGS	11,4±5,1	14,4±6,4	9,9±2,5	10,7±7,2	4,4±1,1	4,6±2,8
Σ AGB	0,2±0,1	0,4±0,3	0,4±0,2	0,3±0,3	0,1±0,1	0,1±0,1
Σ AGMI	6,9±3,9	8,5±4,7	4,2±1	5±2,8	2,3±0,7	2,2±1,4
Σ AGPI	9,2±4,3	11,4±5,2	8,2±2,3	10,6±3,8	4,5±0,8	4,4±2,2
Σ Total AG	27,7±13,1	34,7±15,8	22,7±5,8	26,5±13,8	11,3±2,6	11,2±6,5

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 14 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des *Cerithium atratum* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

% M ± ET	***Cerithium atratum***					
	Ss				**Sh**	
	Co		**La**		**La**	**Co**
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0	0,1	0	0,3 ± 0,7	0,1	0,3 ± 0,7
14:0	1,4 ± 0,3	1,4 ± 0,2	1,5 ± 0,3	1,5 ± 0,3	1,3 ± 0,3	1,3 ± 0,3
15:0	1,3 ± 0,5	1,1 ± 0,1	1,4 ± 0,4	1 ± 0,1	1,3 ± 0,3	1,5 ± 0,3
16:0	8,4 ± 3,5	8,5 ± 1,4	9,4 ± 2,5	7,3 ± 0,8	10 ± 2,2	8,9 ± 1,7
17:0	2,9 ± 0,2	3,4 ± 0,2	2,6 ± 0,3	2,8 ± 0,1	2,5 ± 0,2	3 ± 0,4
18:0	10,6 ± 0,5	8,3 ± 0,7	10,8	8,8 ± 0,2	10,7 ± 1	9,8 ± 1
19:0	0	0	0	0	0,1	0,2 ± 0,1
20:0	0	0	0	0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0
Σ AGS	**24,6 ± 4,8**	**22,7 ± 1,6**	**24,9 ± 3,1**	**21,8 ± 1,4**	**26,1 ± 1,9**	**25,2 ± 2,5**
15:0iso	0	0	0	0	0,1 ± 0,2	0
16:0iso	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,2	0,5 ± 0,1
17:0anteiso	0,5 ± 0	0,6 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0,1
17:0iso	1,4 ± 0,2	1,6 ± 0,3	1,2 ± 0,3	1,1 ± 0,1	1,1 ± 0,1	1,3 ± 0,2
18:0iso	1,4 ± 0,1	1,3 ± 0,2	0,8 ± 0,1	1 ± 0,3	0,8 ± 0,1	1 ± 0,1
Σ AGB	**3,7 ± 0,1**	**3,9 ± 0,6**	**3 ± 0,4**	**2,8 ± 0,3**	**2,8 ± 0,4**	**3,3 ± 0,4**
16:1ω5	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1	0
16:1ω7	1,9 ± 0,2	2,3 ± 0,4	1,8 ± 0,4	1,9 ± 0,2	1,3 ± 0,3	2,1 ± 0,3
16:1ω9	0	0	0	0	0,4 ± 0,3	0
17:1ω9	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,3
18:1ω5	0	0,1	0	0	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1
18:1ω7	1,6 ± 0,1	2 ± 0,3	1,8 ± 0,2	2,1 ± 0,2	2,3 ± 0,3	2 ± 0,3
18:1ω9	6 ± 0,1	4,8 ± 0,8	7,4 ± 0,6	6,3 ± 0,6	7,7 ± 1,1	5,9 ± 0,7
20:1ω11	3,3 ± 0,2	3,1 ± 0,1	2,8 ± 0,2	3,1 ± 0,2	2,9 ± 0,2	3,6 ± 0,3
20:1ω7	0,5 ± 0	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	1 ± 0,2
20:1ω9	0,5 ± 0,1	1 ± 0,2	0,4 ± 0	0,8 ± 0,1	0,7 ± 0,2	0,9 ± 0,1
22:1ω11	0,5 ± 0,3	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0	0,6 ± 0,2
Σ AGMI	**14,3 ± 0,3**	**14,6 ± 0,7**	**15,1 ± 1**	**15,4 ± 0,6**	**16,9 ± 1,4**	**16,5 ± 0,8**

Annexe 14 (suite) :

% M ± ET	*Cerithium atratum*					
	Ss				Sh	
	Co		La		La	Co
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
16:2ω4	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0	0,2 ± 0,1
18:2ω6	5,4 ± 1,1	5,9 ± 0,8	8 ± 0,8	6,7 ± 0,3	5,4 ± 0,8	4,1 ± 0,6
18:3ω3	0,8 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,9 ± 0,1	0,8 ± 0	0,9 ± 0,2	0,4 ± 0,1
18:3ω6	0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0	0
18:4ω3	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0
20:2ω6	1,9 ± 0,2	2 ± 0,4	2 ± 0,2	2,1 ± 0,1	2,4 ± 0,3	1,8 ± 0,2
20:3ω6	0,6 ± 0	0,5 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0	0,8 ± 0,1	0,5 ± 0,1
20:4ω6	23 ± 1,3	24,4 ± 1,3	20,5 ± 0,9	21,7 ± 0,7	20,1 ± 0,8	21,3 ± 1,4
20:5ω3	3,3 ± 0,3	3,6 ± 0,3	4,4 ± 0,4	5 ± 0,3	3,9 ± 0,4	3,2 ± 0,4
22:2ω6	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0	0,7 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,8 ± 0,1
22:2ω9	4,7 ± 0,5	4,4 ± 0,9	4,6 ± 0,6	5,3 ± 0,4	4,8 ± 0,6	5,4 ± 0,5
22:3ω6	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1
22:4ω6	9,3 ± 2	8,5 ± 1	7,7 ± 0,9	8,1 ± 0,3	8,4 ± 0,4	10,8
22:5ω3	2 ± 0,2	2,2 ± 0,3	2,3 ± 0,4	3 ± 0,3	2,2 ± 0,3	2,1 ± 0,3
22:5ω6	2,2 ± 0,2	1,9 ± 0,3	1,5 ± 0,2	1,6 ± 0,1	1,6 ± 0,2	2,3 ± 0,3
22:6ω3	2,1 ± 0,2	2,4 ± 0,8	2,6 ± 0,4	2,7 ± 0,1	2,2 ± 0,2	2,1 ± 0,4
24:2	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0	0
Σ AGPI	**57,4 ± 4,6**	**58,8 ± 1,5**	**57 ± 3,6**	**60,7**	**54,2 ± 1,9**	**55 ± 3**
mg.g^{-1}						
Σ AGS	4,4±2,4	2,3±0,6	3,7±1,2	1,4±0,3	1,4±0,4	1,2±0,2
Σ AGB	0,6±0,2	0,4±0,2	0,4±0,1	0,2±0	0,2±0	0,2±0
Σ AGMI	2,4±0,8	1,5±0,4	2,2±0,5	1±0,2	0,9±0,2	0,8±0,1
Σ AGPI	9,6±2,4	6,1±1,7	8,2±1,3	3,8±0,7	2,9±0,6	2,6±0,5
Σ Total AG	17,1±5,9	10,3±2,9	14,5±3,1	6,3±1,3	5,4±1,2	4,7±0,8

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 15 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) de *Modulus modulus* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

% M ± ET	***Modulus modulus***			
	Ss		**Sh**	**Sh**
	Co		**Co**	**La**
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0,6 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0
14:0	3,8 ± 0,5	3 ± 0,7	2,6 ± 0,2	2,4 ± 0,2
15:0	1,1 ± 0,2	1 ± 0,1	1,1 ± 0,1	0,9 ± 0,1
16:0	14,5 ± 1,5	19,3 ± 2,8	13,7 ± 2,1	12,4 ± 1,9
17:0	1,5 ± 0,1	1,9 ± 0,1	1,4 ± 0,1	1 ± 0
18:0	11 ± 0,5	12,1 ± 1,3	10,7 ± 0,6	10,4 ± 0,6
19:0	0	0	0,1	0
20:0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1
22:0	0,2 ± 0,4	0	0	0
Σ AGS	**32,9 ± 2,3**	**37,3 ± 3,3**	**29,7 ± 2**	**27,2 ± 1,4**
16:0iso	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0
17:0anteiso	0,2 ± 0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0
17:0iso	1 ± 0,1	3 ± 3,4	0,8 ± 0,1	0,6 ± 0,1
18:0iso	0,9 ± 0,1	1 ± 0,2	0,9 ± 0	0,4 ± 0
Σ AGB	**2,5 ± 0,2**	**4,5 ± 3,2**	**2,3 ± 0,2**	**1 ± 0,1**
16:1ω5	0	0,1 ± 0,1	0	0
16:1ω7	4,9 ± 0,8	4 ± 0,4	4,2 ± 0,4	3,2 ± 0,6
18:1ω7	2,7 ± 0,3	3,5 ± 0,7	2,4 ± 0,3	2,6 ± 0,3
18:1ω9	3,6 ± 0,2	3 ± 0,5	3,1 ± 0,4	3,9 ± 0,6
20:1ω11	5,7 ± 0,5	5,3 ± 0,4	6,6 ± 0,5	6,4 ± 0,6
20:1ω7	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0
20:1ω9	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1
22:1ω11	0,6 ± 0,3	0,3 ± 0,3	0,8 ± 0,2	0,6 ± 0,1
Σ AGMI	**18,2 ± 0,7**	**16,8 ± 2,1**	**17,6 ± 1**	**17,5 ± 0,9**

Annexe 15 (Suite) :

% M ± ET	*Modulus modulus*			
	Ss		Sh	Sh
	Co		Co	La
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	
16:2ω4	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0
18:2ω6	3,5 ± 0,7	2,8 ± 0,4	3,5 ± 0,4	4,3 ± 0,4
18:3ω3	0,9 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,7 ± 0,1	1 ± 0,1
18:3ω6	0,3 ± 0	0,2 ± 0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1
18:4ω3	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0
20:2ω6	1,5 ± 0,2	1,6 ± 0,2	1,8 ± 0,2	2,1 ± 0,2
20:2ω9	0	0	0	0,1 ± 0,2
20:3ω6	0,6 ± 0	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1	1 ± 0,1
20:4ω6	17,9 ± 0,7	16,9 ± 2,3	19,4 ± 0,9	17,8 ± 0,6
20:5ω3	4,7 ± 0,7	4,5 ± 0,4	5,2 ± 0,4	7,9 ± 0,3
22:2ω6	0,3 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0,1	0,4 ± 0,1
22:2ω9	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0,1
22:3ω6	0,3 ± 0,2	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,4 ± 0
22:4ω6	9,9 ± 1	7,5 ± 2,1	10,3 ± 1,7	8,6 ± 1,2
22:4ω7	0,1 ± 0,2	0	0	0
22:5ω3	1,7 ± 0,3	1,4 ± 0,1	2 ± 0,2	2,7 ± 0,2
22:5ω6	1,7 ± 0,4	1,3 ± 0,3	2 ± 0,1	1,8 ± 0,2
22:6ω3	2,2 ± 0,5	2,5 ± 0,9	3,1 ± 0,2	5,1 ± 0,9
Σ AGPI	**46,4 ± 2,7**	**41,4 ± 5,4**	**50,5 ± 1,5**	**54,3 ± 1,3**
mg.g^{-1}				
Σ AGS	5,7±2,4	7,6±3,6	4,6±2,9	3,6±0,6
Σ AGB	0,4±0,2	0,7±0,1	0,3±0,2	0,1±0
Σ AGMI	3,1±1,2	3,5±1,8	2,6±1,3	2,3±0,2
Σ AGPI	7,9±2,9	8,4±3,7	7,7±4,3	7,2±0,9
Σ Total AG	17,2±6,6	20,3±8,6	15,2±8,7	13,2±1,6

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 16 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) de *Hyalina sp* et de *Smirigdia viridis* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

% M ± ET	***Hyalina* sp.**				***Smirigdia viridis***			
	Ss	**Sh**			**Ss**		**Sh**	
	Co	**Co**	**La**		**Co**	**La**	**Co**	**La**
Noms		**Nuit**		**Jour**	**Nuit**	**Nuit**	**Nuit**	
12:0	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0,2	0,5 ± 0,3	0,0	0	0,1	2,6 ± 2,1	2,8 ± 2,2
13:0	0	0	0,1 ± 0,1	0,0	0	0	0,4 ± 0,3	0,4 ± 0,4
14:0	1,6 ± 0,2	1,5 ± 0,2	2,5 ± 1,5	1,6	1,3 ± 0,3	1,5 ± 0,1	3,8 ± 1,8	3,3 ± 1,7
15:0	0,5 ± 0,1	0,9 ± 0,1	1,7 ± 1	1,4	1,7 ± 0	2,1 ± 0,2	3 ± 1	2,6 ± 0,8
16:0	15,5 ± 0,6	14,3 ± 1,7	17,9 ± 9,1	17,4	17,3 ± 2,8	19,5 ± 0,9	26,2 ± 6,9	21,4 ± 3,7
17:0	2,1 ± 0,2	2,6 ± 0,4	3 ± 1,1	1,4	1,4 ± 0,2	1,7 ± 0,1	2 ± 0,7	1,6 ± 0,3
18:0	11,9 ± 0,2	13,3 ± 1	16,3 ± 4,1	8,5	10,8 ± 0,7	12,5 ± 1,1	13,6 ± 5	10,9 ± 0,8
19:0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,3	0,4 ± 0	0,4 ± 0	0,5 ± 0,2	0,4 ± 0,1
20:0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,2 ± 0,3	0,0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1
22:0	0,1 ± 0,3	0	0	0,0	0	0	0	0
24:0	0	0	0	0,0	0	0	0,1 ± 0,1	0
Σ AGS	**32,3 ± 1,9**	**33,5 ± 3,3**	**42,3 ± 17,3**	**30,6**	**32,8 ± 2,5**	**37,8 ± 2,3**	**52,2 ± 14,4**	**43,4 ± 9,1**
14:0iso	0	0	0	0,0	0,1 ± 0,2	0	0	0,6 ± 0,6
15:0anteiso	0	0	0,1 ± 0,2	0,0	0	0	0,1 ± 0,2	0,2 ± 0,1
15:0iso	0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,2	0,0	0,1 ± 0,2	0	0,1 ± 0,1	0,1
16:0iso	0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,0	0	0	0	0
17:0anteiso	0,1 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,2	0,0	0	0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,2
17:0iso	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,8 ± 0,3	0,0	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,1	0
18:0iso	0,4 ± 0	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,0	0,1 ± 0,2	0	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1
19:0iso	0	0	0	0,0	0	0	0,1 ± 0,2	0
Σ AGB	**1,1 ± 0,3**	**1,9 ± 0,5**	**1,9 ± 1**	**0,0**	**0,5 ± 0,3**	**0**	**0,7 ± 0,5**	**1 ± 0,9**
16:1ω7	2,3 ± 0,1	2 ± 0,1	0,7 ± 0,3	1,7	2 ± 0,9	2 ± 0,3	1,6 ± 0,9	1,5 ± 0,6
16:1ω9	0	0,1 ± 0,1	0,5 ± 0,4	0,9	0,4 ± 0,6	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,1
17:1ω9	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,0	0	0	0	0
18:1ω7	4,7 ± 0,7	4,3 ± 0,8	2,2 ± 0,6	3,1	2,8 ± 0,3	3,3 ± 0,2	1,9 ± 0,5	2,3 ± 0,4
18:1ω9	6,3 ± 1,4	6,2 ± 0,4	4,5 ± 1,3	2,5	2,6 ± 0,1	2,7 ± 0,2	1,9 ± 0,6	2,4 ± 0,2
20:1ω11	5,6 ± 0,5	6,7 ± 0,7	6,4 ± 2,7	6,5	3,1 ± 4,4	6 ± 0,6	5,9 ± 1,7	6,4 ± 1,1
20:1ω7	0,5 ± 0	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,0	0,2 ± 0,3	0,1	0	0
20:1ω9	1,2 ± 0,2	0,9 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,9	1,1 ± 0	0,9 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,8 ± 0,1
22:1ω11	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,8 ± 0,6	0,0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1
Σ AGMI	**20,9 ± 3,3**	**21,2 ± 0,6**	**16,3 ± 3,1**	**15,6**	**12,3 ± 4,3**	**15,3 ± 0,5**	**12,5 ± 2,6**	**14,1 ± 2,2**

Annexe 16 (suite) :

% M ± ET	*Hyalina* sp.				*Smirigdia viridis*			
	Ss	Sh			Ss		Sh	
	Co	Co	La		Co	La	Co	La
Noms		Nuit		Jour	Nuit	Nuit	Nuit	
16:2ω4	0,1 ± 0,1	0	0,1 ± 0,2	0,0	0	0	0	0
18:2ω6	3,5 ± 0,2	2,6 ± 0,6	2,6 ± 1,5	6,2	6,6 ± 0,8	5,1 ± 0,4	3,7 ± 1,3	4,3 ± 0,8
18:3ω3	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,1	15,0	12,8 ± 1,4	10,6 ± 2	6,2 ± 3	7,7 ± 1,4
18:3ω6	0	0	0,2 ± 0,3	0,0	0	0	0	0
18:4ω3	0	0	0	0,6	0,3 ± 0	0,3 ± 0,2	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,2
20:2ω6	0,9 ± 0,6	1,2 ± 0,1	1,1 ± 0,5	2,2	2,5 ± 0,5	2,4 ± 0,1	1,9 ± 0,5	2,5 ± 0,4
20:2ω9	0	0	0	0,0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1
20:3ω6	0,4 ± 0	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	1,0	0,8 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,8 ± 0,2
20:4ω3	0	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,2	0,2	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0,1 ± 0,1
20:4ω6	13,2 ± 0,2	12,9 ± 1	11,7 ± 5,9	16,4	20,3 ± 5,5	15,3 ± 0,3	12,1 ± 4,9	14,5 ± 3,2
20:5ω3	5,6 ± 0,2	3,8 ± 0,2	2,3 ± 1,1	3,9	2,7 ± 0,1	3,2 ± 0,4	1,8 ± 1,1	2,3 ± 0,4
22:2ω6	1 ± 0	0,8 ± 0,2	1,2 ± 0,7	0,0	0	0	0	0
22:2ω9	4,8 ± 0,2	3,6 ± 0,6	3,4 ± 2,3	1,3	1,7 ± 0,6	1,2 ± 0,1	0,8 ± 0,4	1,2 ± 0,3
22:3ω6	0,5 ± 0,3	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,4	1,8	2,2 ± 1	1,9 ± 0,2	1,4 ± 0,8	1,9 ± 0,6
22:4ω6	7,1 ± 0,1	8,1 ± 0,7	7,4 ± 3,6	3,0	3,1 ± 1	3 ± 0,3	2,9 ± 1,5	3,5 ± 0,6
22:4ω7	0,2 ± 0,3	0	0	0,0	0	0	0	0
22:5ω3	5,9 ± 0,5	5,9 ± 0,5	5,1 ± 3,1	1,6	1,2 ± 0,3	1,7 ± 0,2	0,9 ± 0,5	1,4 ± 0,4
22:5ω6	0,8 ± 0,1	0,9 ± 0,2	1,8 ± 2,4	0,4	0,4 ± 0,2	0,5 ± 0,1	1,2 ± 1,5	0,6 ± 0,3
22:6ω3	1,3 ± 0,2	2,1 ± 0,6	0,9 ± 0,1	0,0	0	0,2 ± 0	0,4 ± 0,3	0,4 ± 0,1
24:2	0	0	0	0,0	0	0,2 ± 0,2	0	0
Σ AGPI	**45,7 ± 3,2**	**43,4 ± 2,8**	**39,5 ± 15,4**	**53,8**	**54,5 ± 7,2**	**46,8 ± 2,6**	**34,6 ± 12,6**	**41,5 ± 7,9**
mg.g^{-1}								
Σ AGS	4,4±2	2,4±0,7	1,6±0,2	22,3	1,9±0,8	12,6±2,3	2,7±0,8	2,8±1
Σ AGB	0,1±0,1	0,1±0	0,1±0	0,0	0	0	0	0,1±0,1
Σ AGMI	2,9±1,5	1,5±0,3	0,7±0,3	11,3	0,7±0,5	5,1±1	0,7±0,4	0,9±0,3
Σ AGPI	6,2±2,8	3,1±0,5	1,8±1,1	39,1	3±0,7	15,9±4,3	2,1±1,4	2,6±0,8
Σ Total AG	13,7±6,3	7,1±1,4	4,2±1,3	72,7	5,7±2,1	33,7±7,4	5,6±2,2	6,4±1,8

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 17 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) des poissons en fonction des groupes trophiques.

GT	Amph	Anné	Anom	Biv	Brach	Gasté	Isop	MONI	Décap	Poiss	Sédi	Tana	Végé
CI	17	0	1	0	2	2	0	7	28	1	0	41	1
Om	7	0	0	0	0	2	0	7	0	0	0	15	70
He	0	0	0	0	0	0	0	44	0	0	0	0	55
Pi	0	0	0	0	0	0	0	0	1	99	0	0	0

Amph : amphipode, Anné : Annélides, Anom : Anomoure (Paguridae), Biv : Bivalve, Brach : Brachyoure, Gasté : Gastéropode, Isop : Isopode, MONI : matière organique non identifiée, Décap : Décapode, Poiss : Poisson, Sédi : Sédiment, Tana : Tanaïde, Végé : Végétaux.

Annexe 18 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) des poissons (CI et Om) en fonction des espèces, des sites et des saisons.

Espèce	Site	Amph	Anné	Anom	Biv	Brach	Gasté	Isop	MONI	Décap	Poiss	Sédi	Tana	Végé
Ochry	SsCo	2	0	0	0	0	0	0	9	24	0	0	63	0
Ochry	ShCo	52	0	0	0	1	0	0	0	34	0	0	11	2
Ochry	SsLa	10	0	17	0	7	3	0	2	60	1	0	0	0
Ochry	ShLa	0	1	2	0	5	0	0	1	88	2	0	1	0
Earge	SsCo	13	0	0	0	0	2	0	5	1	0	0	80	0
Earge	SsLa	0	20	0	0	0	0	0	80	0	0	0	0	0
Earge	ShLa	0	0	0	0	0	1	0	99	0	0	0	0	0
Egula	SsCo	18	0	0	0	0	10	0	15	1	0	1	56	0
Egula	ShCo	41	0	0	0	0	0	0	2	14	0	2	0	41
Lgris	SsCo	2	0	0	0	38	0	3	2	31	1	1	21	1
Lgris	ShCo	85	0	0	0	0	0	1	0	14	0	0	0	0
Lapo	SsCo	8	0	0	0	10	0	5	9	4	0	0	64	0
Lapo	ShCo	82	0	0	0	2	0	0	0	16	0	0	0	0
Hbivi	SsLa	0	1	1	0	27	2	0	42	12	15	0	0	0
Hbivi	ShLa	0	0	78	0	8	2	0	0	12	0	0	0	0
Gcine	CoSs	2	0	0	0	0	1	0	34	0	0	16	43	3
Gcine	SsLa	33	1	0	0	0	57	0	0	0	0	9	0	0
Autres CI	SsCo	0	0	0	0	0	2	0	3	2	18	0	62	13
Autres CI	ShCo	40	0	0	0	0	53	0	0	0	0	0	0	7
Autres CI	SsLa	0	0	10	0	16	17	0	13	46	0	0	0	0
Arhom	SsCo	6	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	26	66
Arhom	ShCo	9	0	0	0	0	0	0	9	1	0	0	1	80

Amph : amphipode, Anné : Annélides, Anom : Anomoure (Paguridae), Biv : Bivalve, Brach : Brachyoure, Gasté : Gastéropode, Isop : Isopode, MONI : matière organique non identifiée, Décap : Décapode, Poiss : Poisson, Sédi : Sédiment, Tana : Tanaïde, Végé : Végétaux.

Annexe 19 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) d'*Ocyurus chrysurus* en fonction de la longueur totale (LT).

Site	LT (cm)	Amph	Anné	Anom	Brach	Gasté	MONI	Décap	Poiss	Tana	Végé
SsCo	14-12	1	0	0	0	2	8	58	1	31	0
	13-14	2	0	0	1	4	9	66	3	15	0
	11-12	0	0	0	0	1	6	47	0	46	0
	9-10	2	0	0	0	0	2	11	0	85	0
	6-8	2	0	0	0	0	2	39	0	58	0
	2-5	19	0	0	0	0	0	5	0	76	0
SsCo	13-14	39	0	0	3	0	0	25	0	4	28
	12	26	0	0	0	0	0	2	0	71	1
	4,8-11	80	0	0	0	0	0	9	0	10	0
ShLa	11-13	0	8	1	53	0	6	24	8	0	0
	8-10	0	0	3	0	0	0	92	0	2	2
	4-7	0	0	1	0	0	1	97	1	0	0

Amph : amphipode, Anné : Annélides, Anom : Anomoure (Paguridae), Brach : Brachyoure, Gasté : Gastéropode, MONI : matière organique non identifiée, Décap : Décapode, Poiss : Poisson, Tana : Tanaïde, Végé : Végétaux.

Annexe 20 : Indice d'Importance Relative (IRI en %) d'*Archosargus rhomboidalis* en fonction de la longueur totale (LT).

Site	LT (cm)	Amphipode	Gastéropode	MONI	Décapode	Tanaïdes	Végétaux
SsCo	7, 8, 13, 18, 21	6	1	0	0	21	72
SsCo	3-6	10	6	0	0	41	42
ShCo	9-12,16	4	1	2	0	0	92
ShCo	3-8	15	0	22	2	2	59

Annexe 21 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des poissons carnivores de premier ordre en fonction de la saison (sèche et humide), de la date de prélèvement, du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) et de la taille (cm) dans la baie du GCSM.

GT	Date	Saison	Site	Espèce	$\delta^{13}C$ (‰)	$\delta^{15}N$ (‰)	Taille (cm)	CT	C/N
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Aline**	-10,3±0,9	6,3±0,3	15,3±2,2		3,3±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**	**Bron**	-12,3±1,9	8,3±0,6	16,9±1,1		3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Cspil**	-13,1±0,8	7,4±0,3	9,5±0,5		3,3±0,1
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Earge**	-13,3±1,5	8,3±0,1	10,4±1,3		3,3±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-10,9±0,5	6,4±0,3	10,3±0,9		3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Egula**	-13,7±0,2	9,3±0,6	9,1±0,4		3,5±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-12,5±0,6	9,7±1,3	6,4±0,7		3,2±0
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Hbivi**	-13,2±0,5	7,9±0,1	NA		3,4±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-10,9±0,5	7±0,3	6,1±0,5		3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Hpuel**	-12,9±0,5	9,5±0,5	9,8±0,6		3,4±0,1
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Lapod**	-14,3±0,6	10,5±0,2	10±0,5		3,5±0,1
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-14,1±0,6	10,6±0,5	9,6±2,4		3,4±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**	**Lgris**	-13,4±0,8	9,8±0,6	16,5±0,6	G	3,2±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-13±0,3	10,6±0,2	10,5±1,8	P	3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Lsyna**	-14,8±0,2	9,5±0,2	8,1±0,5		3,5±0,1
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Mcili**	-12,4±0,1	6,9±0,4	5,4±0,6		3,4±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-11,1±0,8	5,9±0,4	5,6±0,6		3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-12,5±0,1	10,3±0,2	13,7±0,6	G	3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-14,4±0,2	9,6±0,2	7±1,1	P	3,3±0
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**		-14,5±1,3	9±0,5	18,3±0,6	G	3,4±0,1
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Ochry**	-14,9±0,6	8,6±0,2	8,3±0,3	P	3,4±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-13,2±0,3	10±0,1	11,1±0,2		3,2±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-11,2±0,1	7,6±0,1	20,4±0,6	G	3,2±0
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-14±0,4	7±0,2	4,7±0,3	P	3,2±0
C1	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Pmacu**	-16,6±0,9	5,9±0,7	7,1±0,4		3,3±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Sflav**	-14,1±0,6	10,3±0,2	7,2±0,2		3,5±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-12,7±0,2	10,5±0,3	7,1±0,2		3,2±0
C1	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Stest**	-15,3±1,3	8,5±0,9	7±2,6		3,5±0,1
C1	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-13,8±1,8	7,4±0,9	12,1±4,4		3,2±0

La signification des abréviations sont données dans le tableau V-2. Bron : Bairdiella ronchus, Abahia : Acanthurus bahianus, Alyol : Achirus lyolepis ; Hclup : Harengula clupeopla. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 22 : Moyenne (± écart type) des valeurs de $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des poissons herbivores, planctonophages, omnivores et piscivores en fonction de la saison (sèche et humide), de la date de prélèvement, du site d'échantillonnage (herbier côtier et herbier du large) et de la taille (cm) dans la baie du GCSM.

GT	Date	Saison	Site	Espèce	$\delta^{13}C$ (‰)	$\delta^{15}N$ (‰)	Taille (cm)	CT	C/N
He	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Abahi**	-18,1±0,6	5,5±0,3	3,9±0,3		3,4±0
He	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Sise**	-14,9±0	7,6±0,5	5,6±1,7		3,4±0
He	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-12,9±1	5,3±0,9	4,8±0,3		3,3±0
He	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-15,4±0,4	7,8±0,2	8,9±4,3		3,6±0,1
He	**23/01/2012**	**Ss**	**La**		-11,8±0,2	5,9±0,1	6,3±0,6		3,3±0,1
He	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**	**Sradi**	-12	5,9	13,2		3,2
He	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-9,4±0,3	4,6±0,1	9±0,9	G	3,2±0
He	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-9,8±0,1	5,1±0,1	4,5±0,1	P	3,3±0
He	**23/01/2012**	**Ss**	**La**	**Crose**	-12,9±0,3	8,1±0,2	NA		3,5±0
He	**09/09/2013**	**Sh**	**La**		-10,6±1,3	6±0,9	5,5±0,1		3,2±0
Pl	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-16,9±1,2	10,4±0,6	7,9±0,1		3,5±0,2
Pl	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**	**Alyol**	-16,8±0,2	10,3±1,4	6,7±0,2		3,2±0
Pl	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-13,4±2,1	8±1,9	9,9±5,3		3,3±0,1
Pl	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Hclup**	-16,6±0,7	9,8±0,9	8,5±0,8		3,6±0
Om	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Arhom**	-14,7±0,3	9,3±0,6	8,8±5		3,5±0,1
Om	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-12,9±0,3	8,9±0,4	10,3±0,3		3,2±0
Om	**04/05/2012**	**Ss**	**Co**		-12,6±0,6	8,5±0,3	8±0,3		3,3±0
Om	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**	**Drhom**	-11,4±1,5	8,4±1,2	12±1,1	G	3,2±0
Om	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-11,8±0,6	7,5±0,2	7,7±0,6	P	3,2±0
Om	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Gocea**	-11,3±1,4	2,5±0,4	15±1,3		3,4±0,1
Pi	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**	**Sbarr**	-11,5±0,5	6,8±0,6	27,7±2,7	G	3,4±0
Pi	**13/01/2012**	**Ss**	**Co**		-15,3±0,1	7,5±0,3	4,4±0,4	P	3,5±0
Pi	**09/09/2013**	**Sh**	**Co**		-13,7±1	8,3±0,8	26,8±3,3		3,1±0
Pi	**23/01/2012**	**Ss**	**La**		-17,6±0,3	7,6±0,2	7,6±0,3		3,4±0,1

La signification des abréviations sont données dans le tableau V-2. Abahi : Acanthurus bahianus, Alyol : Anchoa lyolepsis, Hclup : Harengula clupeopla.

Annexe 23 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) du carnivore de premier ordre *Ocyurus chrysurus* en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

% M ± ET	**Carnivore de premier ordre**						
	Ocyurus chrysurus						
	Ss				**Sh**		
	Co		**La**		**Co**	**La**	
Noms	**P**	**G**	**P**	**G**		**P**	**G**
12:0	0	0,1±0,2	0,1±0,3	0,1±0,1	0	0	0
14:0	0,5±0,2	0,6±0,5	0,6±0,1	0,3±0	0,2±0,2	0,5±0	0,2±0
15:0	0,6±0,1	1,1±0,6	0,5±0	0,6±0,1	1±0,3	0,5±0	0,4±0,1
16:0	24,8±0,9	22,3±1,2	23,9±0,6	24,6±0,6	21,1±0,6	22,2±0,6	22,2±0,5
17:0	1,9±0,4	2,5±0,4	1,4±0,1	1,4±0,2	1,8±0,4	1,3±0	1±0,1
18:0	11,7±1,2	11,2±1	11,3±0,4	9,9±0,3	10,8±0,5	11,4±0,5	9,9±0,2
19:0	0,3±0	0,4±0,1	0,3±0	0,3±0	0,4±0,1	0,3±0	0,3±0
20:0	0,3±0,1	0,3±0,2	0,3±0	0	0,1±0,1	0,4±0	0
Σ AGS	40,1±1,6	38,3±1,9	38,4±0,5	37,2±0,4	35,3±1,4	36,5±0,4	34±0,5
17:0anteiso	0	0,2±0,1	0	0	0	0	0
17:0iso	0,4±0	0,5±0,1	0,4±0,1	0,5±0	0,4±0	0,4±0	0,4±0
18:0iso	0,2±0	0,3±0	0,2±0,1	0,2±0	0,1±0,1	0,3±0	0,2±0
Σ AGR	0,7±0,1	0,9±0,2	0,6±0,1	0,7±0	0,5±0,1	0,7±0	0,6±0
16:1ω5	0±0,1	0,1±0,1	0,1±0,1	0,1±0,1	0,1±0,1	0	0
16:1ω7	2,6±0,4	1,9±0,4	3±0,6	2,1±0,3	1,7±0,2	2,1±0	1,8±0
16:1ω9	0,1±0,2	0	0	0,1±0,1	0	0	0
17:1ω7	0±0,1	0,2±0,2	0	0,1±0,1	0,2±0,1	0	0
17:1ω9	0,5±0,2	1,3±0,6	0,5±0,1	0,6±0,2	1±0,3	0,3±0	0,4±0
18:1ω5	0	0	0	0	0	0	0,1±0,1
18:1ω7	4,5±0,6	3,6±0,4	4,8±0,6	3,3±0,6	4,4±0,5	4,4±0,5	4,2±0,2
18:1ω9	7,9±0,4	10,3±1,1	9±1	8,8±1,4	7,5±0,4	6,7±0,2	8±0,6
20:1ω11	0,1±0,1	0,3±0,2	0,1±0,2	0	0	0	0,3±0
20:1ω7	0±0,1	0,1±0,1	0	0	0,1±0,1	0	0
20:1ω9	0,6±0,3	1,1±0,5	0,2±0,1	0,3±0,2	1,6±0,4	0,2±0	0,1±0,1
Σ AGMI	16,3±1,4	18,8±1,8	17,6±1,4	15,4±1,8	16,5±0,9	13,7±0,6	14,9±0,6

Annexe 23 (suite) :

% M ± ET	Carnivore de premier ordre						
	Ocyurus chrysurus						
	Ss				Sh		
	Co		La		Co	La	
Noms	**P**	**G**	**P**	**G**		**P**	**G**
18:2ω6	1,2±0,3	1,3±0,2	1,6±0,3	1,2±0,2	1,1±0,1	1,4±0	1,8±0,1
18:3ω3	0,6±0,2	0,6±0,2	0,7±0,2	0,4±0,1	0,2±0,2	0,4±0	0,4±0
18:4ω3	0,4±0,1	0,1±0,1	0±0,1	0	0	0,3±0	0
20:2ω6	0,3±0	0,4±0,1	0,4±0	0,4±0,1	0,4±0	0,5±0	0,6±0,1
20:3ω6	0,3±0	0,4±0	0,3±0	0,3±0,1	0,4±0	0,3±0	0,5±0
20:4ω3	0,4±0,1	0±0,1	0,1±0,1	0	0	0,3±0,1	0
20:4ω6	6,4±0,7	10,1±1,8	6,8±0,9	8,2±1,4	10±1,8	6,7±0,4	12,3±0,1
20:5ω3	6,4±1,4	6,4±0,6	4,9±0,3	4,1±0,4	7±0,7	5,6±0,4	4,7±0,2
22:4ω6	0,6±0	1,8±0,2	1,1±0,4	1,6±0,4	2,6±0,3	1,3±0,4	2,9±0,6
22:5ω3	1,5±0,2	2±0,2	1,3±0,2	1,4±0,3	2,2±0,3	1,3±0,2	1,6±0,3
22:5ω6	2,3±0,1	2,4±0,4	2,1±0,1	3,4±0,6	3,1±0,3	2,7±0,2	2,9±0,3
22:6ω3	22,5±4,3	16,6±1,4	23,9±2,1	25,6±3,7	20,7±2,6	28,3±0,1	22,6±1,8
Σ AGPI	42,9±2,7	41,9±3,6	43,4±1,3	46,7±1,8	47,7±2,3	49,1±0,3	50,4±1,1
mg.g^{-1} (PS)							
Σ AGS	7,4±0,7	7,8±2,2	7±0,8	6,4±2,2	27±14,8	12,5±6,2	37,4±20,7
Σ AGB	0,1±0	0,2±0,1	0,1±0	0,1±0	0,4±0,3	0,2±0,1	0,7±0,4
Σ AGMI	3±0,4	3,9±1,2	3,2±0,5	2,7±1,1	12,8±7,2	4,6±2,1	16,2±8,3
Σ AGPI	7,9±0,7	8,4±1,4	7,9±0,6	8±2,6	36,7±19,6	16,8±8,3	55,7±31,9
Σ Total AG	18,6±1,5	20,3±4,8	18,2±1,9	17,2±5,9	76,9±41,7	34,1±16,7	110±61,3

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 24 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E.T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des poissons omnivores et des planctonophages en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

% M ± ET	**Omnivore**					**Planctonophage**		
	A. rhomboidalis		***D. rhombeus***			***A. lyolepis***		***H. clupeola***
	Ss	**Sh**	**Ss**	**Sh**		**Ss**	**Sh**	**Ss**
			Co				**Co**	
Noms				**P**	**G**			
12:0	0,1±0,2	0,1±0,1	0	0	0,1±0,3	0,2±0,2	0±0,1	0,3±0,4
14:0	1,8±0,8	1±0,3	0,8±0,2	0,8±0,2	1±0,7	1,9±0,4	1,5±0,4	4,2±0,7
15:0	2,2±1,3	2,4±1,6	7,1±1,5	6,3±2,6	4,6±1,9	1,1±0,2	1±0,2	1,2±0,2
16:0	23,1±2,6	19,2±1,9	18,9±1,8	18±2,1	19,5±3,3	38±5,7	27,6±1,8	32,2±2,4
17:0	2,2±0,9	1,8±0,5	5,1±0,4	4,1±0,8	3,5±0,9	1,5±0,1	1,3±0,1	1,6±0,1
18:0	10,9±1	9,6±0,2	9,3±1	9,4±0,7	9,5±0,7	8,2±1,2	6,8±0,4	7,7±0,3
19:0	0,5±0,1	0,4±0,1	1,3±0,2	0,8±0,1	0,7±0,2	0,2±0,1	0±0,1	0,2±0,1
20:0	0,5±0,2	0,3±0,3	0,7±0,1	0,6±0,3	0,4±0,1	0,3±0,1	0	0,4±0
Σ AGS	41,4±4,1	34,9±0,8	43,2±1,2	39,9±1,9	39,4±3,1	51,4±7,4	38,4±2,5	47,6±2,3
15:0iso	0,2±0,1	0,1±0,1	0	0	0±0,1	0	0	0,2±0,2
16:0iso	0,1±0,1	0	0	0	0	0	0	0,1±0,1
17:0anteiso	0,2±0,2	0,1±0,1	0	0	0,1±0,1	0	0	0
17:0iso	0,6±0,2	0,4±0,1	0,4±0,1	0,3±0,1	0,4±0,2	0,5±0,1	0,3±0	0,5±0,1
18:0iso	0,3±0	0,3±0,1	0,3±0	0,3±0	0,2±0	0,2±0	0,1±0,1	0,2±0,2
19:0iso	0	0	0	0	0	0,3±0,5	0	0
Σ AGR	1,4±0,7	0,9±0,3	0,7±0,1	0,6±0,1	0,8±0,3	1±0,6	0,4±0,1	1±0,5
16:1ω5	0,1±0,2	0,1±0,1	0±0,1	0,1±0,1	0	0,1±0,1	0,1±0,1	0±0,1
16:1ω7	3,7±1,2	2,8±0,6	2,1±0,4	2,1±0,3	2,1±0,9	3,3±0,4	2,5±0,4	4,4±0,7
16:1ω9	0,1±0,1	0	0	0	0	0,1±0,2	0,2±0,1	0,2±0,2
17:1ω7	0±0,1	0,2±0,2	0,2±0	0,3±0,1	0,1±0,1	0	0	0
17:1ω9	1,5±0,7	1,7±1,3	5±0,9	4±1,4	3,5±1,3	0,4±0,1	0,3±0	0,3±0
18:1ω5	0,1±0,2	0	0	0±0,1	0	0,1±0,1	0	0
18:1ω7	4,9±2,3	3,8±0,8	2,8±0,3	2,8±1,1	3±1	3,9±0,3	2,6±0,1	2,9±0,4
18:1ω9	8,1±1,6	7,8±1	3,4±0,5	3,9±0,6	5,3±1,6	5,8±0,6	4,9±0,6	5,4±0,5
20:1ω11	0,2±0,2	0,2±0,3	0,3±0,1	0,2±0,2	0,4±0,4	0	0±0,1	0,1±0,2
20:1ω7	0,4±0,2	0,3±0,1	0,2±0,1	0±0,1	0,1±0,2	0	0	0
20:1ω9	1,3±0,6	2±1,1	5±1,4	4±1,5	3,6±1,3	0,1±0,1	0,3±0	0,5±0
22:1ω11	0±0,1	0,1±0,1	0	0	0	0,1±0,1	0	0
Σ AGMI	20,5±1,5	19,1±1	19,1±1,5	17,3±1,2	18,2±1,6	13,7±1,8	11±0,5	13,8±1,1

Annexe 24 (suite) :

% M ± ET	Omnivore					Planctonophage		
	A. rhomboidalis		*D. rhombeus*			*A. lyolepis*		*H. clupeola*
	Ss	Sh	Ss	Sh		Ss	Sh	Ss
			Co				Co	
Noms				P	G			
16:2ω4	0,2±0,2	0,1±0,1	0	0	0	0	0±0,1	0,3±0,2
18:2ω6	1,1±0,3	0,8±0,2	0,7±0,1	0,8±0,2	0,9±0,6	1,2±0,6	1,3±0,1	1,2±0,1
18:3ω3	0,6±0,3	0,2±0,2	2,1±0,7	0,8±0,3	0,8±0,2	0,5±0,1	0,9±0,2	1,1±0,3
18:3ω6	0,2±0,2	0,1±0,1	0,1±0,1	0	0±0,1	0	0	0,2±0,2
18:4ω3	0,3±0,2	0,1±0,2	0,2±0,1	0,2±0,1	0,1±0,1	0,6±0,1	0,8±0,2	1,2±0,5
20:2ω6	0,3±0,1	0,3±0,1	0,4±0,1	0,3±0,2	0,4±0,1	0,2±0,1	0,3±0,1	0,2±0,1
20:3ω6	0,4±0,1	0,4±0	0,4±0	0,4±0	0,5±0,1	0	0	0,1±0,1
20:4ω3	0,3±0,1	0,2±0,1	0,2±0,2	0,2±0,1	0,1±0,2	0,2±0,2	0	0,2±0,1
20:4ω6	10±1,9	12,3±2,5	7±0,3	6,9±0,8	8,9±1,4	4,8±1,2	5,1±0,6	2,8±0,7
20:5ω3	8,1±1,4	8,8±1	6,5±0,9	6,5±0,4	7,2±1,6	8,2±2,3	7,8±1,2	5,6±0,9
22:2ω9	0,1±0,1	0	0	0	0,1±0,2	0	0	0
22:3ω6	0±0,1	0,1±0,1	0	0	0,1±0,1	0	0	0
22:4ω6	1,3±0,6	2,6±0,2	0,8±0,1	2,2±0,5	3±0,5	0,4±0,3	1,8±0,6	0,5±0,1
22:5ω3	2,2±0,5	2,5±0,3	2,2±0,4	1,9±0,3	3±0,6	0,4±0,3	0,7±0,1	1,1±0,3
22:5ω6	1,6±0,5	2,4±0,4	2,2±0,2	3,1±0,5	3,1±0,3	1±0,4	1,8±0,3	1,5±0,5
22:6ω3	9,9±4,1	14,4±2,2	14±0,6	19±1,1	13,5±3,2	16,4±6,1	29,5±2,1	21,5±1,6
Σ AGPI	36,6±5,3	45,2±1,6	37±2,4	42,2±2,6	41,6±4,1	33,9±9,7	50,1±2,8	37,6±2,1
mg.g^{-1} (PS)								
Σ AGS	9,8±4,3	23,2±11	9±2,4	34,5±14,4	18±7,6	19,3±4,4	15,9±5,6	20,3±3,4
Σ AGB	0,4±0,3	0,6±0,4	0,1±0	0,5±0,2	0,4±0,3	0,4±0,2	0,2±0	0,4±0,3
Σ AGMI	4,9±2,3	12,7±6,2	4±1,2	14,8±5,9	8,4±3,7	5,1±1	4,6±1,7	5,9±1
Σ AGPI	8,1±2,5	29,7±13,4	7,6±1,4	37±17,5	19,3±10,1	12,5±3,2	21,1±8,5	15,9±1,9
Σ Total AG	23,1±9,3	66,1±30,9	20,7±5	86,9±37,9	46,1±21,4	37,3±5,2	41,7±15,8	42,5±6,1

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 25 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) des poissons herbivores en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et selon leur taille (petit « P » ou grand « G »).

% M ± ET	**Herbivore**								
	S. radians					***S. iserti***		***C. roseus***	
	Ss		**Sh**			**Ss**	**Sh**	**Ss**	**Sh**
	Co	**La**	**Co**	**La**		**Co**	**La**	**La**	
Noms				**P**	**G**				
12:0	0	0,1±0,3	0	0,1±0,1	0,1±0,1	0,5±0,8	0,4±0,7	0	0,2±0,2
14:0	0,5±0,1	0,4±0,1	0,3	0,4±0,1	0,4±0,1	1±0,7	0,7±0,3	1,1±0,2	0,5±0,1
15:0	2,2±1,4	0,4±0,1	2,6	0,4±0,1	0,4±0	1,4±0,8	0,1±0,1	0,6±0,1	0,5±0,3
16:0	21±0,9	24,3±1,3	17,8	23,1±1,3	23,8±1,2	27,7±1,5	25,8±1,2	21,2±1,1	23,9±1,5
17:0	1,9±0,4	1±0,1	1,9	0,8±0,1	0,8±0,1	1,3±0,3	0,5±0,1	1,6±0,2	1±0,1
18:0	10,4±1,1	9,9±1	10,9	10,8±0,3	9,3±0,6	9,9±1,8	10,4±0,7	10,6±0,9	10,5±0,6
19:0	0,6±0,3	0,5±0,1	0,7	0,2±0,1	0,3±0,1	0,2±0,1	0,1±0,1	0,3±0	0,2±0,1
20:0	0,3±0	0,3±0	0,3	0,2±0	0,1±0,1	0,1±0,1	0	0,2±0,2	0,2±0,1
Σ AGS	36,8±0,7	37±2,1	34,4	36,1±1,5	35,1±1	42,1±2,6	38,1±1,2	35,5±1,3	37±1,5
15:0iso	0	0±0,1	0	0	0	0	0	0	0
17:0iso	0,6±0	0,1±0,1	0,3	0,2±0,1	0,1±0,1	0,4±0,1	0	0,4±0,1	0,2±0,2
18:0iso	0,4±0	0±0,1	0,3	0,3±0	0,2±0,1	0,1±0,2	0	0,2±0	0
Σ AGR	0,9±0	0,1±0,1	0,6	0,4±0,1	0,3±0,2	0,4±0,2	0	0,7±0,1	0,2±0,2
16:1ω5	0,2±0	0,4±0,2	0,2	0,1±0,1	0,2±0,1	0,1±0,1	0,1±0,1	0,3±0	0,2±0,1
16:1ω7	1,9±0,3	1,1±0,3	1,7	1,6±0,2	1,6±0,1	2,3±0,3	2,2±0,4	2,2±0,3	1,8±0,3
16:1ω9	0	0,3±0	0	0±0,1	0	0	0	0	0
17:1ω7	0,3±0	0	0,3	0	0	0,1±0,1	0	0	0
17:1ω9	1,7±1,3	0±0,1	2,9	0	0	0,7±0,4	0	0,5±0,1	0,1±0,2
18:1ω7	6,1±1,5	3,9±0,2	4,4	5,6±0,6	4,8±0,2	4,7±1,2	4,4±0,5	3,4±0,4	4,9±0,7
18:1ω9	5,5±1,2	8,4±1,4	5,6	5,7±0,2	6,7±0,5	5,1±0,4	5±0,6	10,1±0,4	5,3±0,3
20:1ω11	0,3±0,4	0±0,1	0	0±0,1	0	0,1±0,1	0	0,4±0,1	0
20:1ω7	0,1±0,2	0	0	0	0	0	0	0	0
20:1ω9	1,9±1,4	0	3,7	0	0±0,1	0,9±0,6	0	0,2±0,1	0,2±0,3
Σ AGMI	18±1,4	14,1±1,5	18,9	13±1	13,4±0,7	13,9±2,3	11,6±0,3	17,1±0,5	12,4±0,6

Annexe 25 (suite) :

% M ± ET	Herbivore								
	S. radians					*S. iserti*		*C. roseus*	
	Ss		Sh			Ss	Sh	Ss	Sh
	Co	La	Co	La		Co	La	La	
Noms				P	G				
18:2ω6	1,6±0,6	5,6±1	2,7	1,5±0,3	3,3±0,3	0,8±0,1	1,4±0,1	2±0,3	0,9±0,1
18:3ω3	1,2±0,7	4,9±0,7	0,4	0,9±0,2	2,2±0,3	0,3±0,3	0,4±0,1	0,8±0,3	0,5±0,1
18:3ω6	0,2±0,1	0,2±0,2	0,2	0,3±0	0,4±0,1	0,1±0,1	0,3±0,1	0±0,1	0,2±0,2
18:4ω3	0,2±0	0,2±0,2	0	0,5±0,1	0,4±0,1	0,2±0,3	0,3±0,2	0	0,2±0,1
20:2ω6	0,4±0	0,8±0,2	0,5	0,9±0,1	0,9±0,2	0,4±0,1	0,5±0,2	0,5±0	0,7±0,1
20:3ω6	0,4±0	0,7±0,1	0,4	0,5±0,1	0,8±0,1	0,2±0,1	0,6±0,1	0,4±0	0,4±0,1
20:4ω3	0	0,2±0,1	0	0,1±0,1	0,2±0,1	0	0,3±0	0	0,1±0,1
20:4ω6	10,6±0,3	14,8±2,1	12,7	18,4±1	17,7±1,4	9,1±3,5	12,4±1,6	14,4±0,9	16,8±1,5
20:5ω3	8,2±1,8	8,6±1,4	5	5,6±0,6	7,8±1,3	8,6±1,7	9,1±1,1	7,8±0,9	6,9±1,1
22:3ω6	0	0	0	0	0	0	0	0,1±0,2	0
22:4ω6	1±0,2	1,4±0,2	2,8	2±0,6	2,7±0,2	0,6±0,2	2,2±0,5	1,8±0,2	2,3±0,8
22:5ω3	1,7±0	1,4±0,3	1,6	1,8±0,1	1,7±0,2	1,5±0,6	2,3±0,5	1,8±0,2	2,4±0,3
22:5ω6	2,8±0,3	2,8±0,4	4,1	2,8±0,6	3,2±0,4	2,5±0,7	2,9±0,3	2,5±0,2	3,1±0,2
22:6ω3	15,9±1,6	7,1±1,3	15,7	15,1±0,6	10,1±2	19,4±5	17,7±1,9	14,5±0,9	16,1±1,2
Σ AGPI	44,3±1,8	48,7±3,3	46,1	50,5±1,5	51,2±1,2	43,6±4,5	50,3±1,5	46,8±0,8	50,5±1,5
mg.g-1 (PS)									
Σ AGS	12,5±6,3	6±0,9	28,7	10,5±1,4	25,3±14,7	9,6±1,3	16,4±5,6	7,4±0,9	15,6±11
Σ AGB	0,3±0,2	0	0,5	0,1±0	0,2±0,2	0,1±0,1	0	0,1±0	0,1±0,1
Σ AGMI	6±2,6	2,3±0,5	15,8	3,8±0,9	9,8±6,1	3,1±0,5	5±1,7	3,6±0,5	5,1±3,2
Σ AGPI	15,3±8,6	7,9±1,8	38,4	14,8±2,3	37,8±24,1	9,8±1,4	21,6±7,1	9,7±1,4	21,5±15,4
Σ Total AG	34,1±17,6	16,2±3	83,4	29,3±4,6	73±44,8	22,6±2,2	43±14,5	20,8±2,8	42,3±29,8

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

Annexe 26 : Composition en acides gras (% d'acides gras totaux ± E. T.) et concentration en acides gras totaux (mg.g^{-1} de poids sec) du zooplancton en saison sèche et en saison humide, dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large.

% M ± ET	**Zooplancton**							
	Ss				**Sh**			
	Co		**La**		**Co**		**La**	
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
12:0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,3	0,3 ± 0,2	1,1 ± 1	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0,4	0	0,3 ± 0,5
13:0	0	0,1 ± 0,1	0	0,7 ± 0,6	0	0,1 ± 0,2	0	0,2 ± 0,3
14:0	6,4 ± 1	6,7 ± 0,5	4,8 ± 1,4	4,6 ± 1,2	4 ± 0,3	5,3 ± 1	4,7 ± 0,7	5,5 ± 0,2
15:0	1,4 ± 0,2	1,3 ± 0,1	1,4 ± 0,2	1,1 ± 0,1	0,8 ± 0,1	1,2 ± 0,1	1 ± 0,1	1,4 ± 0
16:0	27,8 ± 3,5	25,4 ± 1,2	40,7 ± 5,8	26,7 ± 2	27,6 ± 2,5	26,2 ± 1	22,4 ± 1,7	23,4 ± 1
17:0	2,2 ± 0,3	2 ± 0	2,1 ± 0,1	1,7 ± 0,1	1,6 ± 0,1	1,9 ± 0,1	2,1 ± 0,2	2,1 ± 0,1
18:0	9,1 ± 1,8	8 ± 0,1	15,2 ± 1,7	8,2 ± 0,6	8,3 ± 1,2	8,1 ± 0,4	7,9 ± 0,3	7,4 ± 0,2
19:0	0,1	0	0,1 ± 0,3	0,1 ± 0,1	0	0,1	0,1 ± 0,1	0,1
20:0	0,4 ± 0,2	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0,1	0,3 ± 0	0,2 ± 0,2	0,3 ± 0	0,3 ± 0,2	0,4 ± 0
21:0	0	0	0,1 ± 0,3	0	0	0	0	0
22:0	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,6 ± 0,3	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,3	0,3 ± 0	0,1 ± 0,2	0,1 ± 0,2
24:0	0	0	0,4 ± 0,3	0	0	0	0	0
Σ AGS	**47,6 ± 6,9**	**44,3 ± 1,5**	**66,5 ± 8,4**	**45 ± 2,6**	**42,9 ± 4,7**	**43,8 ± 3,1**	**38,5 ± 3,1**	**40,9 ± 1**
13:0anteiso	0	0	0	0,1	0	0	0	0
14:0iso	0	0	0,1 ± 0,1	0	0	0	0	0
15:0anteiso	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0	0,3 ± 0,1	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,2
15:0iso	0,6 ± 0,1	0,6 ± 0	0,5 ± 0,2	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0
16:0iso	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1	0,3 ± 0	0	0,2 ± 0
17:0anteiso	0,1 ± 0,1	0	0,4 ± 0,2	0	0	0	0	0,1
17:0iso	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0	0,6 ± 0,1	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,5 ± 0	0,4 ± 0	0,5 ± 0
18:0iso	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0
Σ AGB	**2 ± 0,5**	**1,9 ± 0,1**	**2,7 ± 0,6**	**1,1 ± 0,1**	**0,9 ± 0,2**	**1,5 ± 0,1**	**1,1 ± 0,2**	**1,5 ± 0,3**
16:1ω5	0	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,2 ± 0	0,3 ± 0
16:1ω7	2,6 ± 0,4	2,9 ± 0,2	0,8 ± 1	7,8 ± 1,1	4,9 ± 0,4	5,8 ± 0,2	4,5 ± 0,2	7,4 ± 0,3
16:1ω9	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0
17:1ω9	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,5 ± 0	0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0
18:1ω7	3,1 ± 0,4	2,7 ± 0,1	0,7 ± 0,9	6,1 ± 0,2	2,6 ± 0,1	3,2 ± 0,2	2,6 ± 0,3	4,1 ± 0,2
18:1ω9	5,5 ± 0,3	4,8 ± 0,2	1,6 ± 2,4	6,8 ± 1,6	4 ± 0,4	4,4 ± 0,4	3,5 ± 0,7	4,5 ± 0,3
20:1ω11	0	0	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0
20:1ω7	0	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,1	0	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0
20:1ω9	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0
22:1ω9	0	0	0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,1 ± 0,1
24:1ω9	0,2 ± 0,1	0,3 ± 0	0	0	0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,2	0,2 ± 0,2
Σ AGMI	**12 ± 1**	**11,3 ± 0,5**	**3,7 ± 4,5**	**22,4 ± 2,4**	**12,2 ± 0,8**	**15 ± 0,7**	**12,3 ± 1,4**	**18,4 ± 0,6**

Annexe 26 (suite) :

% M ± ET	Zooplancton							
	Ss				Sh			
	Co		La		Co		La	
Noms	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**	**Jour**	**Nuit**
16:2ω4	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0	0	0,4 ± 0	0,4 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0
16:3ω4	0	0	0	0	0,6 ± 0,1	0,5 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0
18:2ω6	1,5 ± 0,2	1,5 ± 0	0,5 ± 0,3	1,9 ± 0,1	1,1 ± 0,1	1,7 ± 0,2	1,8 ± 0,8	1,5 ± 0,1
18:3ω3	1,4 ± 0,2	1,4 ± 0	0,3 ± 0,3	1,2 ± 0,1	0,7 ± 0,1	1,1 ± 0,2	0,9 ± 0,3	1 ± 0
18:3ω6	0	0	0	0,3 ± 0	0,2 ± 0	0,1 ± 0,1	0,2 ± 0,1	0,2 ± 0
18:4ω3	1,6 ± 0,3	1,9 ± 0	0,1 ± 0,1	0,5 ± 0	2 ± 0,2	1,3 ± 0,1	1,2 ± 0,1	1 ± 0
20:2ω6	0,2 ± 0	0,2 ± 0,1	0	0,5 ± 0,1	0,3 ± 0	0,3 ± 0	0,4 ± 0,1	0,6 ± 0
20:3ω6	0	0	0	0,4 ± 0	0	0	0,1 ± 0,1	0,3 ± 0
20:4ω3	0,3 ± 0	0,2 ± 0	0,1 ± 0,2	0,3 ± 0	0,2 ± 0,1	0,1 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0
20:4ω6	2,6 ± 0,4	2 ± 0,1	0,7 ± 0,9	6,6 ± 0,7	3,7 ± 0,3	4,2 ± 0,3	4 ± 0,4	4,9 ± 0,1
20:5ω3	9,3 ± 1,8	9,9 ± 0,4	0,7 ± 1,1	9 ± 1,2	14,5 ± 1,3	10,8 ± 0,6	12,7 ± 0,7	10,8 ± 0,2
22:4ω6	0,8 ± 0,9	0,1 ± 0,1	18,3 ± 0,3	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,4	0,4 ± 0,1	0,7 ± 0,4	0,7 ± 0
22:5ω3	0,6 ± 0,2	0,5 ± 0	0,2 ± 0,1	1,3 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,9 ± 0,1	0,9 ± 0,1
22:5ω6	1,3 ± 0,4	0,9 ± 0,1	5,2 ± 3,5	1 ± 0,2	1 ± 0,1	1,1 ± 0,1	1,6 ± 0,2	1,1 ± 0,1
22:6ω3	18,5 ± 4	23,7 ± 1,5	1 ± 0,7	7,9 ± 1,5	18,2 ± 2,3	17,1 ± 1,7	22,6 ± 1,1	15,1 ± 0,9
Σ AGPI	**38,4 ± 6,5**	**42,5 ± 2**	**27,1 ± 4,9**	**31,6 ± 4,1**	**44 ± 4,7**	**39,7 ± 2,8**	**48,1 ± 2,4**	**39,2 ± 1,3**
mg.g^{-1}								
Σ AGS	15,5±7,9	8,3±3,5	5,7±4,6	23,5±9,9	55,5±60,1	16,3±1,5	7,2±3,7	41,4±31,7
Σ AGB	0,7±0,4	0,4±0,2	0,2±0,2	0,6±0,3	1,1±1,2	0,6±0,1	0,2±0,1	1,7±1,7
Σ AGMI	4,1±2,4	2,1±0,9	0,6±1,1	11,5±5,1	16,2±17,9	5,5±0,9	2,1±0,9	17,6±12,7
Σ AGPI	13,1±7,6	8±3,5	2,7±2,9	15,7±2,9	59,1±65,9	15±3	8,8±4,1	39,5±30,3
Σ Total AG	33,3±18	18,7±8	9,2±8,8	51,4±18,1	132,1±145,3	37,4±5,3	18,4±8,8	100,9±77

AGS : Acides gras saturés, AGMI : Acides gras monoinsaturés, AGPI : Acides gras polyinsaturés. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Herbier côtier, La : Herbier du large.

LISTE DES FIGURES

Figure I.1. Epiphytes recouvrant les feuilles de *Thalassia testudinum*, d'après Corlett et Jones (2007).

Figure II-1a, b. Image « Landsat » (data LDEO-Columbia, NSF, NOAA) de a) la Guadeloupe dans la région Caraïbe, b) l'archipel Guadeloupéen.

Figure II-2. Carte de la circulation générale des masses d'eau dans le Grand Cul-de-Sac Marin (d'après Assor, 1988 et Vaslet, 2009). Photographie « Landsat ».

Figure II-3. Carte du lagon du Grand Cul-de-Sac Marin et des biocénoses présentes (modifié d'après Lerebours et Magnin, 2013).

Figure II-4. Cartographie par télédétection des biocénoses du Grand Cul-de-Sac Marin de Guadeloupe, d'après Chauvaud *et al.* (2001).

Figure II-5. Localisation des sites de prélèvements principaux (points jaunes) et photographies associées et localisation des sites de prélèvements particuliers des poissons (points rouges) (modifié d'après Aliaume *et al*., (1990)).

Figure II-6. Photographies de l'herbier côtier « Co » et de l'herbier du large « La » montrant leurs différents aspects morphologiques.

Figure II-7. Schéma du protocole de mesure de la production primaire des feuilles de *Thalassia testudinum.*

Figure II-8. Schéma du protocole d'étude de la communauté des organismes épiphytes. **p23**

Figure II-9. Filet épi-benthique utilisé pour collecter l'épifaune vagile (Photographie C. Bouchon).

Figure II-10. Schéma de la senne de plage utilisée pour la collecte des poissons (Bouchon-Navaro *et al.*, 1992).

Figure II-11a, b. Schéma d'un acide gras a) formule semi-développée et b) exemple d'un acide gras monoinsaturé, le 16:1ω7.

Figure III-1. Analyse n-MDS basée sur les distances de Bray-Curtis pour chaque échantillon d'épifaune vagile avec a) les symboles superposés des sites d'herbiers (Co=côtier en vert, La=large en bleu), des saisons (Ss=saison sèche, Sh=saison humide) et de la période jour et nuit (■= Co Ss Jour, ●=Co Ss Nuit, ▲ = Co Sh Jour, ◆ = Co Sh Nuit, ■ = La Ss Jour, ● = La Ss Nuit, ▲= La Sh Jour, ◆ = La Sh Nuit) et b) les symboles superposés représentant les taxons de l'épifaune vagile : Bivalves (▲), Gastéropodes (△), Péracarides (●), Décapodes et Dendrobranchiata (○), Décapodes Brachyoures (■), Décapodes Anomoures (◆), autres Crustacés (✚), Echinodermes (◈) et Annélides (□).

Figure III-2. Abondances relatives (moyenne ± erreur standard) (ind.m^{-2}) des Invertébrés de l'épifaune vagile collectée dans l'herbier côtier (Co) et dans celui du large (La), en saison sèche (Ss) et humide (Sh), le jour et la nuit dans le GCSM.

Figure III-3. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique échantillonnées dans l'herbier côtier (en vert) et dans l'herbier du large (en bleu), en saison sèche et en saison humide. *Épi=épiphytes, feu=feuilles de T. testudinum, rac=racine de T. testudinum, rhiz=rhizome de T. testudinum, lit=litière de feuilles mortes, MES=matières en suspension.*

Figure III-4. Rapport carbone total sur l'azote total (C/N) des sources par ordre de médiane croissante. *MES=matières en suspension.*

Figure III-5. Concentrations en acides gras totaux (en mg.g^{-1} de poids sec) des tissus issus de *T. testudinum* (feuilles, litière, racine, rhizome), du biofilm, des épiphytes, des MES, des macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp et des feuilles de *Rrizophora mangle* en décomposition sur le sédiment.

Figure III-6. Concentrations en acides gras totaux (en mg.g^{-1} de poids sec) du biofilm, des épiphytes et des racines en fonction des sites échantillonnés.

Figure III-7. N-MDS (Non-Metric Multidimensional Scaling ou « Cadrage multidimensionnelle non métrique ») des compositions en acides gras des différentes sources. Chaque ellipse est le résumé graphique du nuage de points associé avec le centre de l'ellipse comme centre de gravité.

Figure III-8. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les feuilles, la litière, les racines, les rhizomes issues de *Thalassia testudinum.*

Figure III-9a, b. Contributions relatives (% AG totaux) des acides gras a) marqueurs de plantes vasculaires 18:3ω3 et 18:2ω6 dans les feuilles de *Thalassia testudinum,* b) marqueurs de diatomées 16:1ω7 et de bactéries (18:1ω7 et acides gras ramifiés 15:0 + 17:0) dans la litière en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Figure III-10. Contributions relatives (% AG totaux) des acides gras caractérisant les feuilles *R. mangle*, les macro-algues *Anadyomene stellata* et *Dictyota* sp.

Figure III-11. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les épiphytes, le biofilm et les matières en suspension (MES).

Figure III-12. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les épiphytes en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Figure III-13. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant le biofilm en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Figure III-14. Contributions relatives des acides gras (% AG totaux) caractérisant les matières en suspension (MES) en fonction des sites et des saisons. *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large.*

Figure III-15. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources et des consommateurs échantillonnés dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, en saison sèche et en saison humide. *En noir : les sources, en rouge : les Péracarides, en bleu : les Gastéropodes, en orange : les Crevettes, en vert : les Paguridae. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3 et celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7. La lettre J désigne les échantillons collectés durant le jour tandis que les autres ont été collectés la nuit. Les flèches représentent les fractionnements isotopiques considérés.*

Figure III-16ab. a) N-MDS des proportions relatives en acides gras en pourcentage (% AG totaux) des échantillons de Gastéropodes (en bleu), de Péracarides (en rouge), d'Anomoures (en vert), de Décapodes (en jaune). Les ellipses d'inertie pour chaque taxon ont été représentées. ; b) Proportions relatives des acides gras marqueurs contribuant à la dissimilarité entre les Crustacés et les Gastéropodes.

Figure III-17. Proportions relatives des acides gras en pourcentage (% AG totaux) caractérisant les espèces de Gastéropodes. Les lettres indiquent les résultats des tests de rangs LSD « Least significant differences », avec correction de Bonferroni.

Figure III-18. Proportions relatives des acides gras en pourcentage (% AG totaux) caractérisant les familles de Crustacés. Les lettres indiquent les résultats des tests de rangs LSD « Least significant differences », avec correction de Bonferroni.

Figure III-19 : Proportions relatives des acides gras 20:4ω6, du 18:1ω9, du 18:2ω6 et du 18:3ω3 en pourcentage (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-20 : Proportions relatives des acides gras 20:4ω6, du 18:1ω9, du 18:2ω6 et du 18:3ω3 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les

proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-21 : Proportions relatives des acides gras 14:0, du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 16:2ω4 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-22 : Proportions relatives des acides gras du 16:1ω7, du 20:5ω3 et du 16:2ω4 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-23 : Proportions relatives des acides gras 22:6ω3 et du 18:4ω3 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-24 : Proportions relatives des acides gras 22:6ω3 et du 18:4ω3 (% AG totaux) dans la composition des Paguridae et des Crevettes selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-25 : Proportions relatives des acides gras 18:1ω7 et des acides gras ramifiés 15:0 + 17:0 (% AG totaux) dans la composition des Gastéropodes, des Paguridae et des Hippolytidae selon les sites et les saisons. Les étoiles jaunes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les sites. Les étoiles vertes représentent les proportions relatives les plus élevées pour lesquelles il existe une différence significative entre les saisons.

Figure III-26. Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) en fonction des groupes trophiques déterminés d'après la littérature (Randall, 1967 ; Bouchon-Navaro *et al*., 1992). *Les proies de relative importance inférieure ou égale à 0,8% (« Annélides », « Anomoures », « Bivalves », « Brachyoure », « Gastéropodes », « Isopodes » et « Sédiment ») n'ont pas été représentées sur l'histogramme. MONI : Matière Organique Non Identifiée.*

Figure III-27. Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) selon les espèces de CI, les sites et les saisons. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI. La proie Isopode indique les taxons appartenant à ce groupe excepté les Tanaïdes.*

Figure III-28. Longueur totale des individus *O. chrysurus* en cm en fonction des sites et des saisons. Indices de Relative Importance (%) selon les espèces omnivores, les sites et les saisons.

Figure III-29. Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) d'*Ocyurus chrysurus* en fonction de sa classe de taille, pour chaque site et chaque saison. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI. Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide ; Co : Côtier, La : Large.*

Figure III-30. Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) selon les espèces omnivores, les sites et les saisons. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI.*

Figure III-31. Indices d'Importances Relatives (IRI) (%) d'*A. rhomboidalis* en fonction de sa classe de taille, pour chaque site et chaque saison. *Les chiffres au-dessus des histogrammes désignent le nombre d'individus sur lequel est basé le calcul de l'IRI.*

Figure III-32. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources, des consommateurs de l'épifaune vagile et des poissons échantillonnés dans l'herbier côtier, en saison sèche et en saison humide. *En gris : les sources, en noir : les Invertébrés, en rouge : les CI, en bleu : les omnivores, en orange : les planctonophages, en violet : les piscivores. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3, celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7 et celles des poissons dans l'Annexe 20 et 21. Le chiffre suivant le nom de l'espèce du poisson représente la longueur totale moyenne en cm des individus analysés. J : Jour, N : Nuit.*

Figure III-33. Signatures isotopiques $\delta^{13}C$ vs $\delta^{15}N$ des sources, des consommateurs de l'épifaune vagile et des poissons échantillonnés dans l'herbier du large, en saison sèche et en saison humide. *En gris : les sources, en noir : les Invertébrés, en rouge : les CI, en bleu : les omnivores, en orange : les planctonophages, en violet : les piscivores. Les abréviations des sources sont données sur la Figure III-3, celles des consommateurs primaires dans le Tableau III-7 et celles des poissons dans l'Annexe 20 et 21. Le chiffre suivant le nom de l'espèce du poisson représente la longueur totale moyenne en cm des individus analysés. J : Jour, N : Nuit.*

Figure III-34 : N-MDS (non metric multidimensionnal scaling, « cadrage multidimensionnel non métrique ») (stress=0,13) de la contribution relative des principaux acides gras (% acides gras totaux) des carnivores de premier ordre (CI), des omnivores (Om), des herbivores (He) et des planctonophages (Pl). **p113**

Figure III-35. Contributions relatives des principaux acides gras (% acides gras totaux) caractérisant les différences de composition du zooplancton en fonction des sites, des saisons et des périodes jour/nuit**.** *Ss : Saison sèche, Sh : Saison humide, Co : Côtier, La : Large, J : Jour, N : Nuit.*

Figure V-1. Représentation schématique du réseau trophique des herbiers à *Thalassia testudinum* dans l'herbier côtier et dans l'herbier du large, et dynamique saisonnière.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau II-1. Résumé des échantillonnages réalisés pour la présente étude.

Tableau II-2. Pourcentages de chair mesurés sur 5 espèces de Gastéropodes.

Tableau III-1. Variables de la complexité structurale (moyenne ± écart-type) mesurées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide et effet des sites et des saisons (test de Welsh).

Tableau III-2. Taux de recouvrement exprimé en pourcentage (moyenne ± erreur standard) des organismes épiphytes présents sur les feuilles de *Thalassia testudinum* dans l'herbier côtier et dans celui du large en saison sèche et en saison humide et effets des sites et des saisons (tests de Welsh).

Tableau III-3. Abondances relatives (ind.m^{-2}) (moyenne ± erreur standard) des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile et nombre de familles collectées dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide, le jour et la nuit.

Tableau III-4. Résultats des tests de corrélations par permutation entre les variables de la complexité structurale des herbiers et les moyennes des abondances des familles d'Invertébrés de l'épifaune vagile.

Tableau III-5. Effets des sites et des saisons sur les signatures isotopiques $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des sources de matière organique (tests unilatéraux U de Mann-Whitney).

Tableau III-6. Acides gras utilisés en tant que marqueurs des sources de matière organique.**p60**

Tableau III-7. Régimes alimentaires des taxons étudiés basés sur la littérature et leurs abondances relatives (%) selon les sites et les saisons.

Tableau III-8. Effets des sites et des saisons sur les signatures isotopiques en $\delta^{13}C$ et $\delta^{15}N$ des Invertébrés de l'épifaune vagile (tests unilatéraux U de Mann-Whitney).

Tableau III-9. Métriques isotopiques de Layman (moyenne (1^{er} quartile-$3^{ème}$ quartile)) calculées sur les communautés d'Invertébrés de l'épifaune vagile en utilisant une approche bayésienne dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide.

Tableau III-10. Effets des sites et des saisons sur la composition en acides gras des consommateurs de l'épifaune vagile (ANOSIM, analyses de similarité réalisée sur la matrice de Bray-Curtis).

Tableau III-11. Effet des sites et des saisons sur les marqueurs d'algues (20:4ω6 et 18:1ω9) et de plantes vasculaires (18:2ω6 et 18:3ω3) (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.

Tableau III-12. Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de micro-algues (tests de Mann-Witney) présents dans la composition des Invertébrés.
Tableau III-13. Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de micro-algues Dinoflagellés (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.
Tableau III-14. Effet des sites et des saisons sur les marqueurs de bactéries (tests U de Mann-Whitney) présents dans la composition des Invertébrés.
Tableau III-15. Contributions moyennes en % (intervalles de crédibilité bayésiens) des sources de matière organique dans le régime alimentaire des familles de Gastéropodes, de Péracarides, d'Anomoures et de Décapodes, calculées à l'aide du modèle de mélange. Les valeurs en gras sont les contributions importantes.
Tableau III-16. Effectifs des individus et nombre d'espèces de poissons selon les saisons, les dates de prélèvements, les sites et les groupes trophiques, avec ou sans la proie « copépodes ». **p94-95**
Tableau III-17. Effectifs brutes (N) et relatifs (P) en pourcentage des individus collectés et gammes de taille en fonction des espèces.
Tableau III-18. Indice d'électivité E de certaines espèces de CI en fonction des sites et des saisons. Les chiffres en gras indiquent des valeurs de E ≥0,5.
Tableau III-19 : Résultats des tests ANOVA RDA (999 permutations) sur le coefficient alimentaire Q de l'espèce *Ocyurus chrysurus.*
Tableau III-20 : Résultats des tests ANOVA RDA (999 permutations) sur le coefficient alimentaire Q de l'espèce *Archosargus rhomboidalis*.
Tableau III-21. Métriques isotopiques de Layman (moyenne (1^{er} quartile-$3^{ème}$ quartile)) calculées sur les communautés de poissons en utilisant une approche bayésienne dans l'herbier côtier et dans celui du large, en saison sèche et en saison humide.
Tableau III-22 : Contributions relatives des principaux acides gras (% AG totaux) (moyenne ± écart-type) selon les groupes trophiques (GT). Les lettres en exposant sont les résultats de l'analyse par paire LSD.test.
Tableau III-23. Contributions relatives de la somme des acides gras (% AG totaux) (moyenne ± écart-type), des rapports ω9/ω6, ω6/ω3 et acides gras polyinsaturés sur acides gras saturés (AGPI/AGS) selon les groupes trophiques (GT). Les lettres en exposant sont les résultats de l'analyse par paire LSD.test.

Résumé

Les Invertébrés de l'épifaune vagile présents dans les herbiers de Magnoliophytes marins ont un rôle essentiel dans le transfert d'énergie des producteurs primaires vers les niveaux trophiques supérieurs. L'objectif de ce travail a été d'analyser la relation entre la complexité de l'herbier et la structure des communautés de l'épifaune vagile, et d'étudier le rôle de ce compartiment dans le fonctionnement des réseaux trophiques des herbiers à *Thalassia testudinum.* Deux sites d'herbiers ont été comparés, l'un proche de la mangrove côtière et l'autre près de la barrière récifale, au cours de deux saisons. L'utilisation de différentes sources trophiques par les Invertébrés a été montrée en utilisant les méthodes des isotopes stables du carbone et de l'azote et de la composition en acides gras. L'herbier côtier, qui présente une structure complexe du fait de ses longues feuilles, de sa litière abondante et de sa forte charge en épiphytes, abrite une faune abondante et diversifiée de Crustacés. La préférence alimentaire de ces Invertébrés pour les micro-algues et les fines particules détritiques favorise la contribution du biofilm au réseau trophique de l'herbier côtier. L'herbier du large, moins complexe, abrite une communauté d'Invertébrés dominée par les Gastéropodes Cerithiidae. La limitation de la disponibilité en nourriture existant dans cet herbier explique la contribution plus élevée de la litière et des feuilles vivantes de *Thalassia* au réseau trophique par rapport à l'herbier côtier. Le couplage de l'analyse des isotopes stables à celle des contenus stomacaux réalisé sur les poissons a montré le rôle essentiel des Crevettes en tant que proies. L'herbier côtier, qui présente des ressources en nourriture plus abondantes et diversifiées, assure mieux son rôle de « nurserie » pour les juvéniles de poissons que l'herbier du large.

Mots clefs : Réseau trophique ; herbiers de *Thalassia testudinum* ; épifaune ; isotopes stables ; acides gras ; Caraïbe

Abstract :

In seagrass beds, vagile epifauna plays a major role in the energy transfer from primary producers to higher trophic levels. The main aim of the work was to examine the relationship between the seagrass complexity and the vagile epifauna community structure, and to study the role of this compartment within the food web of *Thalassia testudinum* seagrass beds. Two seagrass sites were compared, one near the coastal mangrove and another one near the barrier reef, during two seasons. Trophic resources used by primary consumers were assessed by combining stable isotopes analysis and fatty acid compositions. The coastal seagrass bed is complex due to its long leaves and its great biomass of litter and epiphytes. It shelters a great abundance and diversity of Crustaceans. The feeding preference of them for micro-algae and detrital particles promotes biofilm contribution to food web of the coastal seagrass bed. The seagrass bed located seawards, lesser complex, harbors an Invertebrate community dominated by the Gastropods Cerithiidae. The reduced food availability in that seagrass bed explains the higher contribution of litter and *Thalassia* leaves to that food web compared to the coastal seagrass bed. By coupling stable isotopes and stomach contents analyses, it was possible to highlight the major role of shrimps in the feeding diet of fishes. The coastal seagrass bed, where the trophic resources are more abundant and diverse, better plays its role of nursery for juveniles fishes than the seaward seagrass bed.

Key words : Food web ; *Thalassia testudinum* seagrass beds ; epifauna ; stable isotopes ; fatty acids ; Carribean area