



Mémoire de stage de 1^{ère} année

MASTER EN SCIENCES – TECHNOLOGIES -SANTÉ

Mention : ECOLOGIE

Spécialité : Écosystèmes Tropicaux Naturels et Exploités

Rôle de la méiofaune pour les jeunes stades de poisson dans la mangrove

Fâ-Velly GAMAN



Directeur (s) de stage : Pierre-Yves PASCAL
Equipe Biologie de la Mangrove - UMR 7138 Evolution
Paris-Seine
*Laboratoire de Biologie Marine - Université des Antilles
- BP 592 - 97 159 Pointe-à-Pitre*

Résumé

Cette étude réalisée à la fois à la Manche-à-eau et aux alentours du Canal de Belle-Plaine, a pour but de déterminer le régime alimentaire des larves de poissons présentes en Mangrove, ainsi que le rôle joué par la méiofaune. Ceci commence par la capture de larves, de proies potentielles pélagique et le prélèvement de sédiment à l'intérieur duquel vit la méiofaune (proies benthiques). Vient ensuite le marquage avec les isotopes stables $\delta^{13}\text{C}$ enrichi avec du glucose et du $\delta^{15}\text{N}$ enrichi avec du chlorure d'ammonium ; puis les incubations où tous ces éléments sont réunis pour former un microsysteme. L'analyse isotopique des organismes est en cours, de ce fait, aucun résultat ne peut encore être fourni

Table des matières

Remerciements	3
Introduction	4
Matériels et méthodes	5
1. Présentation des sites de prélèvement	5
2. Présentation des méthodes de pêche	5
3. Analyse du régime alimentaire	7
4. Les marqueurs isotopiques	7
5. Mise en place des incubations	7
6. Préparations pour analyses isotopiques	8
Résultats	9
1. Pêche au chalut :	9
2. Pêche avec les pièges lumineux :	10
3. Incubations	11
4. Identification des larves :	12
Discussion	13
1. Comparaison des méthodes de pêche	13
2. Relation entre les phases lunaires et la pêche	13
3. Identification des larves	14
4. Analyse du contenu stomacal	15
5. Les incubations	15
6. Analyse des isotopes	15
Conclusion	16
Références bibliographiques	17

Remerciements

Je tiens tout particulièrement à remercier mon maître de stage M. Pierre-Yves PASCAL de m'avoir sélectionnée comme stagiaire et pour son encadrement tout au long du stage.

Je remercie également M. Olivier GROS, M. Sébastien CORDONNIER, Mme. Aurélie BOISNOIR, Mme Francesca GOUDOU ainsi que M. Adrien GRIMONPREZ pour leur soutien technique.

D'une façon plus générale, je tiens à remercier l'ensemble des membres de l'équipe Biologie de la Mangrove pour leur accueil chaleureux, l'aide, les précisions et l'intérêt qu'ils m'ont porté lors de ce stage.

Je remercie aussi mon tuteur de stage M. Daniel IMBERT pour son encadrement durant le stage.

Introduction

Les écosystèmes de mangroves, à l'interface entre terre et mer, représentent près de 75% des littoraux tropicaux et subtropicaux et s'étendent à des latitudes généralement comprises entre 30°N et 38°S (Duke *et al.*, 1998 ; Spalding *et al.*, 1997). En 1997, les mangroves couvraient 181 000 km² dans le monde (Spalding *et al.*, 1997), mais une estimation plus récente indique que ce chiffre est maintenant inférieur à 150 000 km² (pour plus de détails, voir www.fao.org/forestry/mangroves). On estime qu'environ un tiers des mangroves ont été perdues au cours des 50 dernières années (Alongi, 2002).

Ces pertes ont plusieurs causes : la pression démographique et l'urbanisation occasionnent la destruction du milieu pour la création d'habitats et d'industries (Polidoro *et al.*, 2010). L'aquaculture est la menace la plus récente subit par la mangrove (Primavera & Esteban, 2008 ; Spalding *et al.*, 2010). La surexploitation des ressources, l'exploitation industrielle mais aussi les produits chimiques et l'élévation du niveau de la mer (12 à 22 cm durant le siècle dernier) (Gilman *et al.*, 2008) affectent inévitablement les mangroves et leur pérennité.

Cependant, la protection de cet écosystème est essentielle car il sert de zone tampon face aux tsunamis et aux cyclones (Alongi, 2008) et limite l'érosion côtière (Alongi, 2002). Cet environnement piège le CO₂ atmosphérique (Kristensen *et al.*, 2008), capte les apports terrigènes des côtes et sert également de station d'épuration pour les eaux usées prétraitées (Bouchez *et al.*, 2012). Les services écosystémiques fournis par les écosystèmes de mangroves au niveau mondial ont été estimés à 1,6 milliard d'US \$ par an (Polidoro *et al.*, 2010).

En plus de ce rôle écologique, la mangrove a aussi un rôle biologique puisque Robertson et Blaber (1992) suggèrent que les mangroves sont des sources de différents types d'aliments et fournissent un abri aux espèces qui y vivent. Effectivement, la présence de palétuviers et d'halophytes ligneux permet le soutien de chaînes alimentaires incluant oiseaux, poissons, crustacés, mollusques, microbes et champignons (Macnae, 1968 ; Alongi, 2002). Ce milieu est donc crucial dans la gestion de la biodiversité. Pour la plupart des espèces de poissons, les juvéniles ont été trouvés dans les biotopes d'eau peu profonds et les poissons adultes sur le récif corallien (plus profond) (Nagelkerken *et al.*, 2000). Des études sur la structure des communautés de poissons dans la Caraïbe indiquent que les mangroves fonctionnent comme des nurseries pour diverses larves de poissons de récif (Baelde, 1990 ; Sedberry & Carter, 1993) où elles échappent à la prédation.

Contrairement à la nutrition des poissons adultes, celle des juvéniles est encore mal connue en raison des complexités des manipulations. En mangrove, les vases composent parfois plus de 75% du sédiment (Dugas & Debenay, 1980). On y retrouve des débris végétaux, des frustules (enveloppe de silice de diatomées) ainsi que des lutites (particules de diamètre inférieur à 64 µm) (Thollot, 1996). Parmi toute cette biomasse, on a évidemment du plancton mais aussi la méiofaune située dans les substrats meubles, qui représenterait en moyenne, entre 10 et 25% des flux benthiques marins (Schwinghamer *et al.* 1986). Les organismes qui en font partie ont une taille comprise entre 40 et 500µm (Higgins & Thiel, 1988). La méiofaune peut être quatre fois plus productive que la macrofaune malgré une biomasse deux fois moins importante (Warwick *et al.*, 1979). Ceci s'explique par la dynamique très importante des différentes

populations d'organismes. Leur petite taille et leur forte densité font d'eux des éléments potentiels de nourriture (Abdullah & Lee, 2016).

Ce projet cherche donc à déterminer le rôle trophique de la méiofaune pour les jeunes stades de poisson dans la mangrove. Pour ce faire, cette étude se base sur l'analyse des contenus stomacaux, l'utilisation d'isotopes stables comme traceurs en milieu naturel et en conditions expérimentales.

Matériels et méthodes

1. Présentation des sites de prélèvement

En Guadeloupe, la Grande-Terre et la Basse-Terre sont séparées par la Rivière Salée. Elle permet la communication entre le Grand Cul-de-Sac Marin et le Petit Cul-de-Sac Marin et ce à travers la plus importante zone de mangrove de Guadeloupe (Chauvaud *et al.*, 2001). Un chenal étroit partant de la Rivière Salée mène à une lagune nommée la Manche-à-Eau, avec une profondeur comprise entre 2 et 4 mètres. Le site 1 est une zone recluse, contrairement au site 2 qui lui est situé en pleine eau. Le site 3 se trouve dans le chenal menant à la Manche-à-Eau.

A l'Est du Grand Cul-de-Sac Marin, débouche le Canal de Belle-Plaine qui alimente cette partie de la mangrove en eau douce. Le site 4 est localisé à plusieurs mètres de l'embouchure de ce canal (figure 1). La profondeur de ce site est d'environ 5 mètres. Ce secteur fait partie des 5 000 hectares de zones humides gérées par le Parc National (<http://www.guadeloupe-parcnational.fr>).



Figure 1 : Les différents sites d'échantillonnage (Google Earth)
Site 1 : Zone de pêche au chalut ; Site 2, Site 3 et Site 4 : Zones de pêche avec piège lumineux

2. Présentation des méthodes de pêche

a. Pêche au chalut

La pêche au chalut consiste à réaliser un ou plusieurs transects sur un herbier. Le filet, posé contre le bateau, reçoit progressivement des algues et différents organismes (figure 2). Une fois le filet rempli, on passe le tout sous plusieurs tamis afin de séparer les poissons des algues. Des mysis (petits crustacés) sont aussi collectés grâce à un tamis de 50 μm . Les larves de poissons et les mysis sont ensuite placés à bord du bateau, dans des bacs distincts remplis d'eau de mer.

Une fois au laboratoire, les larves sont comptées, identifiées puis mises en aquarium avec des bulleurs.

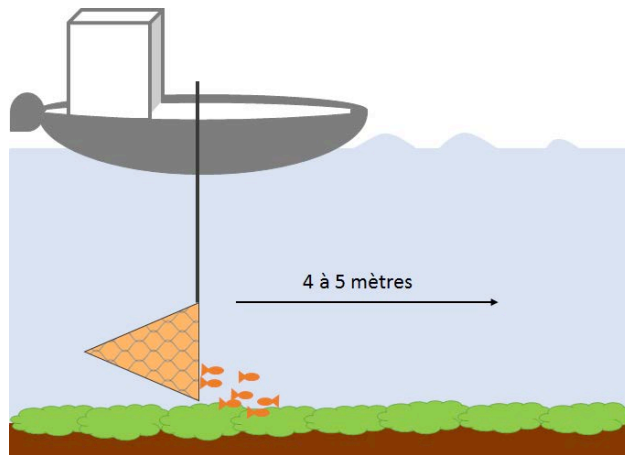


Figure 2 : Schéma de la pêche au chalut

b. Pêche avec le piège lumineux

La capture des larves est réalisée à l'aide d'un piège lumineux (CAREs : Collect by Artificial Reef Eco-friendly©). Cet outil, développé par la société Ecocean, est dédié à la pêche des larves et permet de les collecter sans les abîmer. Ces CAREs sont des attracteurs lumineux flottants, composés d'un bloc lampe étanche, d'une lampe LED et d'un filet conique en PVC. Le tout est lesté par un mouillage en béton de 5 à 10 Kg (figure 3).

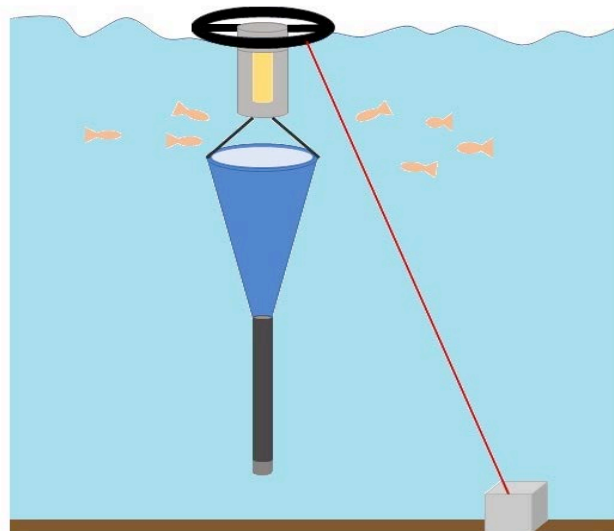


Figure 3 : Schéma du piège lumineux CAREs

Les larves étant phototropes, sont attirées par la lumière pendant toute la nuit et piégées dans le filet. Les filets sont récupérés au lever du jour et les larves sont disposées dans des bacs. Dès l'arrivée au laboratoire, elles sont dénombrées et identifiées. Ensuite, elles sont installées dans des aquariums avec une eau à température proche de celle de la mangrove afin d'éviter un choc thermique.

Le protocole standard utilisé, consistait à pêcher lors de la nouvelle lune. Au total, 9 sessions d'échantillonnages ont été réalisées. Les quatre premières sessions ont un intervalle d'un mois (04 Août, 01 Septembre, 01 Novembre et 02 Décembre 2016). A partir du 18 Janvier 2017, il a été décidé de ne pas tenir compte de la phase lunaire pour l'échantillonnage. D'où un intervalle

d'une semaine pour les sessions restantes (18, 27 et 31 Janvier, 09 et 15 Février 2017). Au cours de cette campagne de pêche, un second piège lumineux a été mis à disposition. Sur le site 4, l'un des pièges lumineux est placé à l'entrée du chenal et l'autre est situé 20 mètres plus loin.

3. Analyse du régime alimentaire

Les individus obtenus lors des premières pêches ont été préalablement placés au congélateur, de sorte à arrêter la digestion. Après un délai de 24 heures, les différentes larves de poissons ont été identifiées, mesurées puis disséquées. L'observation et l'identification de leur contenu stomacal a été effectuée à la loupe binoculaire.

4. Les marqueurs isotopiques

Les isotopes utilisés sont sous forme de sels. La dose destinée à la méiofaune est de 0,1 mg de marqueur au $\delta^{13}\text{C}$ enrichi avec du glucose et celle pour les mysis est de 1 mg de marqueur au $\delta^{15}\text{N}$ enrichi avec du chlorure d'ammonium. La méiofaune et les crustacés sont disposés dans des bacs munis de bulleurs, de façon à éviter l'anoxie. Le marquage dure une semaine.

5. Mise en place des incubations

Elles ont pour but de reproduire le milieu naturel avec du sédiment contenant des organismes benthiques (méiofaune) enrichis en $\delta^{13}\text{C}$ et de l'eau surnageant contenant des organismes pélagiques enrichis en $\delta^{15}\text{N}$ sous forme d'ammonium. Dans ces microsystemes sont ajoutées des larves de poissons de la même espèce et également des larves témoins, enfermées dans des cages empêchant l'accès aux ressources marquées. Les incubations sont réalisées sous forme de répliqués, dans des ballons de 1000 ml et durant 24 heures.

Lors de la préparation des expérimentations, l'échantillon de crustacés est divisé en deux puis en quatre, grâce à une boîte de Motoda. Elle est couramment utilisée dans l'écologie du plancton, pour fractionner également des échantillons d'eau (Motoda, 1959).

Protocole expérimental pour un modèle :

- Disposer 25 g de sédiment marqué dans un ballon
- Ajouter 750 ml d'eau de mer puis les mysis
- Placer une larve dans un tube Falcon muni d'un filtre en nylon de maille 25 μm
- Disposer le tube dans le ballon
- Ajouter les larves libres dans le milieu
 - Mettre un bulleur

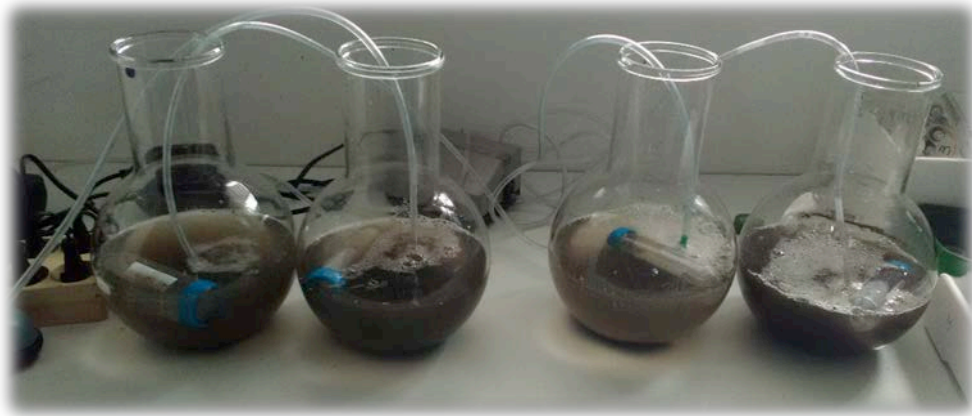


Figure 4 : Incubation des quatre répliquats

Afin d'arrêter les incubations, les poissons libres et les témoins sont rangés séparément dans des tubes. Le sédiment est tamisé puis mis en sachet et le tout est placé au congélateur.

6. Préparations pour analyses isotopiques

a. Isotopes naturels stables

Cette méthode porte sur la composition isotopique naturelle des individus. Pour ce faire, 1 mg de muscle est prélevé sur des larves de poissons (exempts de marquage isotopique) puis disposé dans des capsules en étain et placé dans une étuve à 37°C, pour déshydratation. Pour les mysis, trois répliquats de 25 individus sont réalisés. Ils sont prélevés et mis dans des capsules, comme précédemment.

b. Isotopes stables enrichis

Dans cette analyse, les poissons des incubations sont mixés dans des tubes à l'aide d'un broyeur homogénéiseur ULTRA-TURRAX T10, IKA®, dans 10 ml d'eau distillée et placés au congélateur. Pour les mysis, 300 individus sont triés et mixés suivant le même procédé. Quant à la méiofaune, trois répliquats sont effectués. Pour obtenir 1 mg de biomasse sèche, il faut 700 nématodes. Le Ludox (gel de silice) est nécessaire à cette manipulation car sa densité de 1,18 g/cm³ permet d'isoler la méiofaune du sédiment (Heip *et al.*, 1985). Il y a dans le tube le surnageant avec les éléments les plus légers, dont la méiofaune, et un culot.

Préparation des échantillons :

- Tamiser le sédiment de l'incubation avec un filtre de 71 μm
- Disposer le filtrat dans un tube Falcon de 50ml
- Ajuster à 35 ml avec de l'eau distillée
- Prélever 15ml de Ludox avec une pipette graduée
- Les ajouter dans le tube Falcon et le refermer soigneusement
- Centrifuger à 3000 rotations par minute (rpm) pendant 5 minutes
- Filtrer le surnageant et le rincer à l'eau distillé

Une fois les 700 nématodes triés, ils sont filtrés afin que l'échantillon ne contienne pas d'eau. Ils sont regroupés et déposés dans une capsule pré-pesée en étain, placée dans une étuve à 37°C.

Résultats

1. Pêche au chalut :

Deux campagnes de pêche ont servi à l'analyse du régime alimentaire des larves de poissons. Au cours de celles-ci, *Lophogobius cyprinoides* - communément appelé Gobie à crête- est la seule espèce présente. Les individus capturés mesuraient entre 1,4 et 2,6 cm (tableau 1). De ce fait ils ne sont plus considérés comme des larves, mais comme des juvéniles.

Tableau 1 : Inventaire des pêches au chalut
*Dbrs vgtx : Débris végétaux

Pêche au chalut				
Date	Espèce(s)	Stade	Taille (cm)	Contenu stomacal
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 1	Juvénile	1.4	Copépodes ; Œufs ; Dbrs vgtx*
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 2	Juvénile	1.5	Copépodes
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 3	Juvénile	1.5	Crustacés
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 4	Juvénile	1.7	Copépodes ; Crustacés ; Dbrs vgtx
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 5	Juvénile	1.8	Copépodes ; Crustacés
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 6	Juvénile	1.8	Copépodes ; Crustacés ; Dbrs vgtx
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 7	Juvénile	1.8	Copépodes ; Crustacés ;
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 8	Juvénile	1.9	Crustacés ; Dbrs vgtx
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 9	Juvénile	2.0	Crustacés ; Dbrs vgtx
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 10	Juvénile	2.5	Vide
17/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 11	Juvénile	2.6	Vide
24/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 12	Juvénile	1.0	Copépodes ; Crustacés
24/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 13	Juvénile	1.2	Copépodes ; Crevettes
24/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 14	Juvénile	1.6	Copépodes ; Crustacé
24/01/2017	<i>Lophogobius cyprinoides</i> 15	Juvénile	1.7	Copépodes ; Crustacés

2. Pêche avec les pièges lumineux :

Cette méthode de pêche a d'abord été expérimenté dans la Manche-à-Eau puis dans le Chenal de cette même lagune. Les deux tentatives se sont avérées infructueuses. La présence de clupéidés a été relevée sur le site 3. Le site 4, lui, s'est révélé bien plus intéressant. Lors des échantillonnages, des *Sphyraena barracuda* (Barracuda), *Lutjanus apodus* (Pagre jaune), *Stegastes diencaeus* (Demoiselle noire) mais aussi trois larves inconnues ont été pêchées (tableau 2). Le contenu stomacal des larves capturées lors du deuxième échantillonnage, a été analysé.

Tableau 2 : Inventaire des pêches avec le piège lumineux

*ni : Non identifiée

Piège lumineux					
Date	Site	Espèce(s)	Stade	Taille (cm)	Contenu stomacal
04/08/2016	Site 2	0			
01/09/2016	Site 3	0			
01/11/2016	Site 4	9 <i>Sphyraena barracuda</i>	Larves		Non étudiées
01/11/2016	Site 4	10 <i>Lutjanus apodus</i>	Larves		
02/12/2016	Site 4	<i>Lutjanus apodus</i>	Larve	1.9	Vide
02/12/2016	Site 4	<i>Lutjanus apodus</i>	Larve	1.9	1 larve de crustacé
02/12/2016	Site 4	<i>Lutjanus apodus</i>	Larve	2.0	Vide
02/12/2016	Site 4	<i>Sphyraena barracuda</i>	Larve	2.9	Vide
02/12/2016	Site 4	<i>Sphyraena barracuda</i>	Larve	3.5	3 larves de poissons
02/12/2016	Site 4	<i>Elops saurus</i>	Larve		Non étudiée
18/01/2017	Site 4	<i>Stegastes diencaeus</i>	Larve		Gardées en aquarium
18/01/2017	Site 4	<i>Gerres cinereus</i>	Larve		
18/01/2017	Site 4	<i>Gerres cinereus</i>	Larve		

Les échantillonnages avec les deux pièges lumineux ont débuté le 27 Janvier 2017 (tableau 3). Les incubations ont également commencé à cette date. De nouveaux poissons ont été pêchés, tels que *Elops saurus* (Tarpon) et *Gerres cinereus* (Blanche cendrée).

Tableau 3 : Bilan des pêches avec les deux pièges lumineux

Date	Site	Espèce(s)	Emplacements pièges		N° incubation
27/01/2017	Site 4	<i>Elops saurus</i>	Lointain: 5	Proche: 3	Incubation 1
27/01/2017	Site 4	<i>Lophogobius cyprinoides</i> (larve)	Lointain: 1	Proche: 1	
27/01/2017	Site 4	<i>Gerres cinereus</i>	Lointain: 5	Proche: 13	
31/01/2017	Site 4	<i>Elops saurus</i>	Lointain: 1	Proche: 9	Incubation 2
31/01/2017	Site 4	<i>Carangidae sp.</i>	Lointain: 8	Proche: 6	
31/01/2017	Site 4	<i>Lutjanus apodus</i>	Lointain: 1	Proche: 0	
09/02/2017	Site 4	<i>Elops saurus</i>	Lointain: 46	Proche: 0	Incubation 3

09/02/2017	Site 4	<i>Carangidae sp.</i>	Lointain: 0	Proche: 1	
15/02/2017	Site 4	<i>Elops saurus</i>	Lointain: 2	Proche: 0	Incubation 4
15/02/2017	Site 4	<i>Gerres cinereus</i>	Lointain: 1	Proche: 18	

3. Incubations

Plusieurs paramètres ont été changés à mesure des incubations (tableau 4). Certaines larves n'ont pas survécu, elles sont indiquées en rouge.

Tableau 4 : Récapitulatif des quatre incubations

Date	Poids sédiment (g)	Volume d'eau de mer (ml)	Proies pélagiques	Poisson(s) libre(s)	Poisson(s) témoin(s)
27/01/2017	45	750	Mysis	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>
27/01/2017	45	750	Mysis	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i> (larve)	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i> (larve)
27/01/2017	45	750	Mysis	4 <i>Elops saurus</i>	4 <i>Elops saurus</i>
27/01/2017	45	750	Mysis	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i> ; 9 <i>Gerres cinereus</i>	9 <i>Gerres cinereus</i>
31/01/2017	35	750	Mysis	4 <i>Elops saurus</i>	2 <i>Elops saurus</i>
31/01/2017	35	750	Mysis	3 <i>Gerres cinereus</i>	4 <i>Gerres cinereus</i>
31/01/2017	35	750	Mysis	2 <i>Gerres cinereus</i> ; 1 <i>Lutjanus apodus</i>	1 <i>Gerres cinereus</i>
31/01/2017	35	750	Mysis	2 <i>Lophogobius cyprinoides</i>	3 <i>Lophogobius cyprinoides</i>
09/02/2017	25	750		2 <i>Elops saurus</i>	1 <i>Elops saurus</i>
09/02/2017	25	750		2 <i>Elops saurus</i>	1 <i>Elops saurus</i>
09/02/2017	25	750		2 <i>Elops saurus</i>	1 <i>Elops saurus</i>
09/02/2017	25	750		2 <i>Elops saurus</i>	1 <i>Elops saurus</i>
15/02/2017	35	750		10 <i>Gerres cinereus</i>	9 <i>Gerres cinereus</i>
15/02/2017	35	750		1 <i>Elops saurus</i>	Pas de témoin
15/02/2017	35	750		1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>
15/02/2017	35	750		1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>	1 <i>Lophogobius cyprinoides</i>

La méiofaune, les mysis et les larves des incubations du 27/01/2017 et du 15/02/2017 ont été préparés en priorité pour les analyses isotopiques.

4. Identification des larves :

L'identification de *Sphyraena barracuda*, *Lutjanus apodus*, *Stegastes diencaeus* et *Lophogobius cyprinoides* a été simple, compte-tenu de leur apparence et caractéristiques singulières (figure 5).

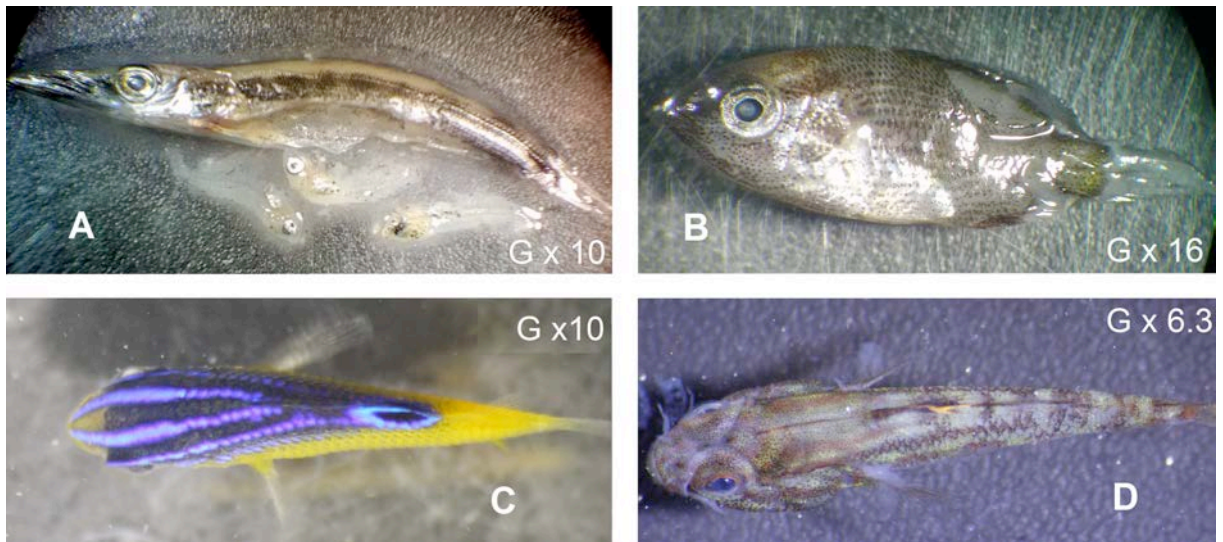


Figure 5 : Photos des premières larves identifiées

A : *Sphyraena barracuda* avec trois larves dans son estomac, B : *Lutjanus apodus*, C : *Stegastes diencaeus*, D : *Lophogobius cyprinoides*

Les larves les plus difficiles à identifier ont été : *Elops saurus*, la larve de *Lophogobius cyprinoides*, *Gerres cinereus* (figure 6). Néanmoins l'espèce de la larve D n'a pas pu être identifiée ; elle appartient à la famille des Carangidae.

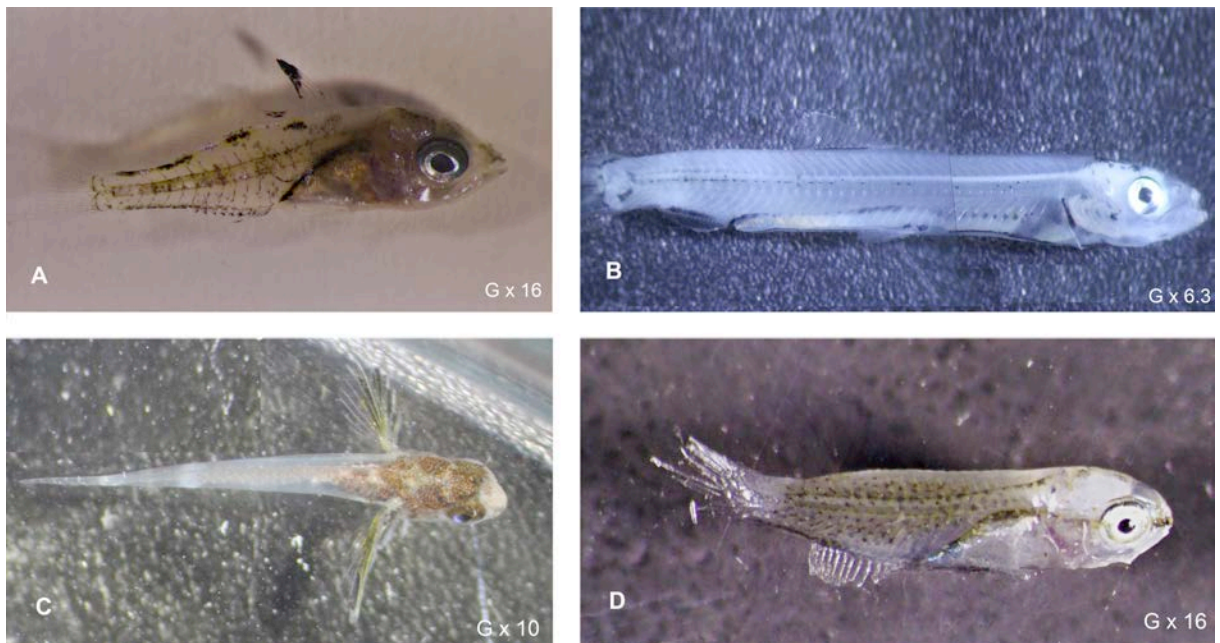


Figure 6 : Photos des larves dont l'identification fut plus complexe
A : *Gerres cinereus*, B : *Elops saurus*, C : larve de *Lophogobius cyprinoides*, D : *Carangidae sp.*

Discussion

1. Comparaison des méthodes de pêche

La pêche au chalut à l'avantage d'être réalisable en pleine journée mais elle possède plusieurs inconvénients : la pêche est mono spécifique, ce sont des juvéniles et non des larves qui sont capturés et l'herbier est impacté à mesure des transects. Pour ces raisons, il était nécessaire de changer de méthode d'échantillonnage. Le choix s'est porté sur le piège lumineux CAREs d'Ecocéan. Ce piège a pour avantage de collecter des larves, sans altérer le milieu. L'inconvénient de cette méthode est le fait que les larves ont le temps de digérer une fois dans le piège. A cela s'ajoute le cannibalisme (certaines espèces consomment leurs congénères si le stade larvaire est différent) et les poissons se nourrissant des autres larves (ex. *Sphyraena barracuda*, pêche du 02/12/16, tableau 2).

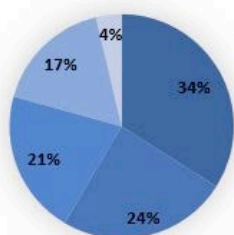
L'échec des campagnes de pêche réalisées à la Manche-à-Eau, peut résulter de plusieurs facteurs : i) Les lumières émises par la commune de Baie-Mahault parasitent celle du piège, le rendant inefficace. ii) La profondeur de la Manche-à-Eau n'excédant pas 3 mètres, les larves doivent préférer les eaux plus profondes. iii) Le courant présent dans le chenal semble défavorable aux premiers stades larvaires. iv) Dans cette lagune, la turbidité de l'eau est faible. Or les larves réagissent à plusieurs stimuli, dont le principal serait la turbidité de l'eau (Thollot, 1996). v) La présence de clupéidés dans le chenal représente un danger potentiel de prédation ; si les larves sont consommées en aval, elles ne peuvent pas atteindre la lagune.

L'abondance des larves sur le site 4 peut être avoir diverses causes : i) La proximité avec le Grand Cul-de-Sac Marin et le Canal de Belle-Plaine. ii) Le courant y est moindre et la turbidité de l'eau est supérieure que dans le site 3. iii) Le site 4 a une profondeur d'environ 5 mètres, ce qui est plus avantageux pour les larves. iv) Cette abondance laisse à penser que la prédation est faible dans cette zone.

2. Relation entre les phases lunaires et la pêche

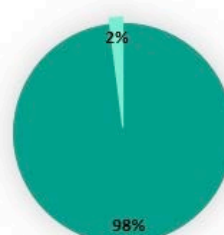
Dans le protocole standard, les pêches doivent être réalisées entre le quatrième jour avant la nouvelle lune et le quatrième jour après, car on suppose un lien entre les phases lunaires et le comportement des poissons. Une corrélation est possible entre les espèces pêchées et la lune (figure 7).

Proportion des larves pêchées à la nouvelle lune



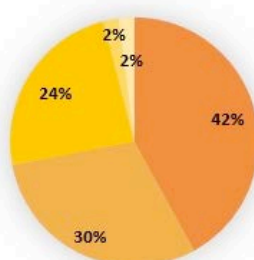
■ 18 *Gerres cinereus* ■ 13 *Lutjanus apodus* ■ 11 *Sphyraena barracuda*
 ■ 9 *Elops saurus* ■ 2 *Lophogobius cyprinoides*

Proportions des larves pêchées à la pleine lune



■ 46 *Elops saurus* ■ 1 *Gerres cinereus*

Proportions des larves pêchées hors pleine lune et nouvelle lune



■ 21 *Gerres cinereus* ■ 15 *Carangidae sp.* ■ 12 *Elops saurus*
 ■ 1 *Lutjanus apodus* ■ 1 *Stegastes diencaeus*

Figure 7 : Proportions des larves pêchées lors des différentes phases lunaires

Sphyraena barracuda et *Lutjanus apodus* sont majoritaires durant la nouvelle lune.

Malgré sa présence dans les pièges à n'importe quelle phase lunaire, *Elops saurus* est plus abondante lors de la pleine lune. La pleine lune affecte différemment *Gerres cinereus* car elle est pêchée à la fois lors de la nouvelle lune et d'autres phases lunaires.

Par conséquent, la lumière émise lors de la pleine lune ne parasite pas celle du piège. La présence / absence de larves, n'est pas fonction du calendrier lunaire. Mais les phases de la lune influencent la répartition des espèces de larves de poissons (Lima *et al.*, 2015).

3. Identification des larves

L'identification de certaines larves s'avère parfois compliquée. En l'absence de traits morphologiques particuliers il est difficile d'identifier une larve avec certitude. Pour pallier à cela, l'analyse génomique serait une alternative. La réalisation de PCR (Polymerase Chain Reaction) sur des morceaux de muscle issus de la larve étudiée, permettrait de savoir à quelle espèce elle appartient (dans le cas où l'ADN a déjà été répertorié). Ceci couplé à l'utilisation de la cytochrome oxydase I (COI), décrite comme le « gène barcoding » en raison de son utilité dans l'identification des espèces (Hebert *et al.*, 2003). Le coût de cette méthode reste le principal inconvénient.

4. Analyse du contenu stomacal

Dans cette étude, le régime alimentaire a été connu en réalisant des dissections sur plusieurs individus. Cependant, la métagénomique pourrait être une alternative pour l'analyse et l'identification des tissus des proies. Elle pourrait même indiquer la proportion de chaque élément présent dans l'estomac. Le gène COI peut également servir à identifier les types de proies inconnus dans les études de régime alimentaire (Bade *et al.*, 2014). Néanmoins, cette méthode ne convient pas à cette étude car les larves ont le temps de digérer dans le piège lumineux, avant qu'il ne soit remonté à l'aube. De plus, les faibles quantités de nourriture qu'ingèrent les larves peuvent représenter une limite à cette analyse génétique. La dissection reste alors la technique la plus adéquate pour ce moyen de pêche, et ce, malgré la minutie exigée, compte-tenu de la taille du matériel biologique.

5. Les incubations

À mesure des pêches et des expérimentations, il a été observé que les mysis représentaient de trop grosses proies potentielles pour les stades larvaires capturés. De ce fait, les crustacés n'ont pas fait partie des incubations du 09 et du 15 Février 2017.

La mortalité observée à la fin des incubations est importante et ce, malgré la prise de mesures d'acclimatation. La mortalité observée chez *Elops saurus* peut être due au manque d'espace par rapport au nombre d'individus. Cependant, chez les juvéniles de *Lophogobius cyprinoides* aucune explication n'est trouvée. Surtout qu'ils sont connus pour avoir une tolérance physiologique élevée (Austin, 1971). Une phase d'observation en aquarium serait utile pour réussir à les maintenir en vie lors des incubations.

6. Analyse des isotopes

L'alimentation est la base des réseaux trophiques. La composition isotopique d'un producteur primaire est fonction du fractionnement isotopique associé aux cycles physiologiques de l'individu, ainsi que de la composition des matériaux inorganiques qu'il assimile. Pour un consommateur (primaire ou secondaire), la signature isotopique dépend des composés organiques dont il se nourrit. L'analyse des isotopes stables naturels a pour avantages de déterminer les éléments ingérés et ce même après de longues périodes, mais aussi de garder l'environnement intact. Il faut donc analyser des tissus de larves de poissons pour avoir une idée de leur régime alimentaire. Cependant cette méthode nécessite de connaître toutes les possibles sources alimentaires de l'individu étudié. Il faut également que les signatures de ces ressources soient bien distinctes, sinon il n'y a pas de différence à la sortie du spectromètre de masse. Autrement dit, l'étude se retrouve biaisée. De plus, les flux alimentaires ne sont pas jaugés.

Pour pallier à ces inconvénients les isotopes stables enrichis sont utilisés, sous forme de marquage des proies potentielles. La mesure du taux d'ingestion peut ainsi être réalisée. Néanmoins, cette technique possède plusieurs inconvénients : i) Elle requiert la modification du milieu puisque que les consommateurs sont placés dans des micro-systèmes en laboratoire. ii) Le marquage de proies n'est efficace que sur la méiofaune et la macrofaune de petite taille.

De cette analyse ressort la mesure de la composition de la méiofaune enrichie au $\delta^{13}\text{C}$ via du glucose, celle des mysis enrichis au $\delta^{15}\text{N}$ via le chlorure d'ammonium, ainsi que celle des larves de poissons avec un enrichissement moindre chez les poissons témoins.

Conclusion

Cette étude a permis de connaître les éléments constituant le régime alimentaire des larves de poissons et ce grâce aux travaux sur le contenu stomacal. Parallèlement, les analyses isotopiques peuvent quantifier ces flux alimentaires et indiquer les proportions de méiofaune et/ou de mysis ingérées.

Il en ressort également que les larves ne sont pas réparties de façon égale en mangrove et qu'elles ont une préférence pour les eaux turbides et profondes. De plus, la répartition des différentes espèces de larves de poissons est influencée par les phases lunaires.

La mangrove est donc un écosystème où règne la diversité.

Références bibliographiques

Abdullah M.M., Lee S.Y. – 2016

Meiofauna and crabs in mangroves and adjoining sandflats : Is the interaction physical or trophic ?

Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, Volume 479, June 2016, Pages 69-75

Alongi D.M. – 2002

Present state and future of the world's mangrove forests

Environmental Conservation 29 (3) : 331–349 © 2002 Foundation for Environmental Conservation

Alongi D.M. – 2008

Mangrove forests : Resilience, protection from tsunamis, and responses to global climate change.

Estuarine, Coastal and Shelf Science, Volume 76, Issue 1, 1 January 2008, Pages 1-13

Austin H.M. – 1971

A survey of ichthyofauna of the mangroves of western Puerto Rico during December, 1967 – August, 1968.

Caribbean Journal of Science 11 : 27-39

Bade L.M., Balakrishnan C.N., Pilgrim E.M., McRae S.B., Luczkovich J.J. – 2014

A genetic technique to identify the diet of cownose rays, *Rhinoptera bonasus* : Analysis of shellfish prey items from North Carolina and Virginia

Environmental Biology of Fishes (2014) 97 : 999

Baelde P. – 1990

Differences in the structures of fish assemblages in *Thalassia testudinum* beds in Guadeloupe, French West Indies, and their ecological significance

Marine Biology 105, 163–173.

Bouchez A., Pascault N., Chardon C., Bouvy M., Cecchi P., Lambs L., Herteman M., Fromard F., Got P., Leboulanger C. – 2013

Mangrove microbial diversity and the impact of trophic contamination

Marine Pollution Bulletin, Volume 66, Issues 1–2, 15 January 2013, Pages 39-46

Brown S.C., Bizzaro J.J., Caillier G.M., Ebert D.A. – 2012

Breaking with tradition : redefining measures for diet description with a case study of the Aleutian skate *Bathyraja aleutica* (Gilbert 1896)

Environ. Biol. Fish., 95 (2012), pp. 3–20

- Chauvaud S., Bouchon C., Manière R. – 2001
Cartographie des biocénoses marines de Guadeloupe à partir de données SPOT (récifs coralliens, phanérogames marines, mangroves)
Oceanologica Acta, Volume 24, Supplement 1, February 2001, Pages 3-16
- Dugas F., Debenay J.P., Chevalier J.P. (collab.), Denizot M. (collab.), Douib A. (collab.), Salvat B. (collab.) – 1980
Carte sédimentologique et carte annexe du lagon de Nouvelle-Calédonie à 1/50 000 : feuille La Tontouta
Paris : ORSTOM, 1980, (86), 45 p. (Notice Explicative ; 86). ISBN 2-7099-0572-8
- Duke N.C., Ball M.C., Ellison J.C. – 1998
Factors Influencing Biodiversity and Distributional Gradients in Mangroves
Global Ecology and Biogeography 7, 27-47
Gilman E.L., Ellison J., Duke N.C., Field C. – 2008
Threats to mangroves from climate change and adaptation options : A review
Review Article
Aquatic Botany, Volume 89, Issue 2, August 2008, Pages 237-250
- Hebert P.D.N., Cywinska A., Boule S.L., deWaard J.R. – 2003
Biological identifications through DNA barcodes
Proc R Soc Lond Ser B Biol Sci 270 (1512) : 313-321
- Heip C.H.R., Vincx M., Vranken G. – 1985
The ecology of marine nematodes
Oceanography and Marine Biology : An Annual Review. 23 : 399-489
- Higgins R.P., Thiel H. – 1988
Introduction to the study of meiofauna
Vol. Smithsonian Institution Press, Washington, DC
- Kristensen E., Bouillon S., Dittmar T., Marchand C. – 2008
Organic carbon dynamics in mangrove ecosystems : A review
Aquat. Bot., 89 (2008), pp. 201–219
- Lima A.R.A., Barletta M., Costa M.F., Ramos J.A.A., Dantas D.V., Melo P.A.M.C., Justino A.K.S., Ferreira G.V.B. – 2015
Changes in the composition of ichthyoplankton assemblage and plastic debris in mangrove creeks relative to moon phases
Journal of Fish Biology 89 (1) : 619-640
- Motoda S. – 1959
Devices of simple plankton apparatus
Mem Fac Fish Hokkaido Univ 7 : 73–94

Nagelkerken I., Blaber S.J.M., Bouillon S., Green, P. Haywood, M. Kirton, L.G., Meynecke J.O., Pawlik J., Penrose H.M., Sasekumar A., Somerfield P.J. – 2008

The habitat function of mangrovs for terrestrial and marine faune

Aquatic Botany 89, 155-185.

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

Estuarine, Coastal and Shelf Science, Volume 51, Issue 1, July 2000, Pages 31-44

Polidoro B.A., Carpenter K.E., Collins L., Duke N.C., Ellison A.M., Ellison J.C., Farnsworth E.J., Fernando E.S., Kathiresan K., Koedam N.E. – 2010

The loss of species : mangrove extinction risk and geographic areas of global concern

PLoS One, 5 (2010), p. e10095

Primavera J.H. & Esteban J.M.A. – 2008

A review of mangrove rehabilitation in the Philippines : successes, failures and future prospects

Wetl. Ecol. Manag., 16 (2008), pp. 345–358

Robertson A.I. & Blaber S.J.M. – 1992

Plankton, epibenthos and fish communities

In : Tropical Mangrove Ecosystems, ed. Robertson A.I. & Alongi D.M., pp. 173–224. Washington DC, USA : American Geophysical Union.

Sedberry G.R. & Carter J. – 1993

The fish community of a shallow tropical lagoon in Belize, Central America

Estuaries 16, 198–215.

Spalding M., Blasco F., Field C. – 1997

World Mangrove Atlas.

Okinawa, Japan : The International Society for Mangrove Ecosystems : 178pp.

Schwinghamer P., Hargrave B.T., Peer D., Hawkins C.M. – 1986

Partitioning of production and respiration among size groups of organisms in an intertidal benthic community

Mar Ecol Prog Ser 31 : 151-166

Thollot P. – 1996

« Les poissons de mangrove du lagon sud-ouest de Nouvelle-Calédonie »

IRD Editions, 1996 - 321 pages

Warwick R.M., Joint I.R., Radford P.J. – 1979

**Secondary production of the benthos in an estuarine environment. In :
Jeffries RLD, Davy AJ (eds) Ecological processes in coastal
environments**

Blackwell, Oxford, p 429-450