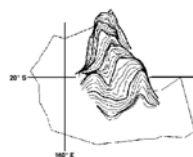


Laure CARASSOU

Rapport de fin d'activité  
Contrat à Durée Déterminée  
du 1<sup>er</sup> octobre 2008 au 31 mars 2009

Programme Zonéco  
IRD-Aquarium des Lagons

MISE EN PLACE D'UN PROTOCOLE DE COLLECTE  
ET D'ÉLEVAGE DE LARVES DE POISSONS  
à des fins de suivi à long-terme des assemblages  
& de développement d'outils d'identification des larves



**ZoNéCo**

PROGRAMME D'ÉVALUATION DES RESSOURCES MARINES  
DE LA ZONE ÉCONOMIQUE DE NOUVELLE-CALÉDONIE



## SOMMAIRE

➤ Rappel du contexte et des objectifs du projet .....	p 5
➤ Personnel impliqué .....	p 5
➤ Collecte des larves.....	p 7
➤ Mesures environnementales en mer .....	p 7
➤ Tri des larves à l' Aquarium.....	p 9
➤ Élevage des larves et entretien des bacs .....	p 11
○ Fréquence d'alimentation .....	p 11
○ Qualité et quantité de nourriture .....	p 11
○ Suivi de l'alimentation et de la mortalité .....	p 13
○ Nettoyage des bacs .....	p 13
➤ Résultats préliminaires (données d'octobre 2008 à mars 2009) .....	p 15
○ Abondance et diversité en familles .....	p 15
○ Mortalité .....	p 17
○ Avancement du travail photographique .....	p 19
○ Identifications "visuelles" et transferts à l' Aquarium .....	p 19
○ Variabilité dans la croissance et les durées d'élevage .....	p 21
➤ Points à améliorer pour la suite de l'opération .....	p 23
➤ Perspectives de valorisation des résultats .....	p 24
➤ Références citées .....	p 25
➤ Annexes .....	p 26
○ Annexe 1 : "Check-list" matériel.....	p 26
○ Annexe 2 : Fiche de terrain.....	p 27
○ Annexe 3 : Fiche de suivi des élevages .....	p 28
○ Annexe 4 : Poster présenté au PSI - Tahiti - mars 2009.....	p 29

Tableau 1 : Participation du personnel IRD et ADL aux différentes tâches de l'opération « post-larves » entre octobre 2008 et mars 2009. Avec LC : Laure Carassou, post-doctorante IRD-Zonéco ; DP : Dominique Ponton, Directeur de Recherche IRD ; JB : Joseph Baly, technicien IRD ; Stagiaires : Sophie Raillard, stagiaire L2 UNC-IRD et Julie Avron, stagiaire IRD & bénévole CIE; XN : Xavier Neyrat, technicien ADL; YG : Yann Guillot, technicien ADL ; PL : Philippe Leblanc, responsable équipe aquariologie ADL.

Tâches	IRD					ADL			
	LC	DP	JB	GM	Stagiaires	XN	YG	PL	Autre personnel ADL <sup>1</sup>
Conceptualisation et construction des bacs d'élevage						X	X		X
Mise en place du protocole de nourrissage des larves	X					X	X	X	X
Mise en place des corps morts aux stations de collecte						X	X		X
Collecte des larves	X	X	X		X	X	X		X
Nourrissage des larves	X	X	X		X	X	X	X	X
Maintenance des bacs d'élevage (siphonages etc...)	X	X	X		X	X	X	X	X
Transferts des poissons vers l'ADL ou autres bacs d'élevage	X		X			X	X	X	X
Mise en place des fiches de suivi	X								
Saisie des fiches de suivi des collectes	X								
Saisie des fiches de suivi des élevages	X	X	X		X	X	X	X	X
Sélection des individus pour photos	X	X		X					
Expertise/identification des larves	X	X		X					
Suivi de la base de données photo		X		X					

<sup>1</sup> : L'ensemble du personnel de l'ADL a participé à au moins une des opérations de l'étude : collecte, nourrissage, et/ou maintenance.

## Rappel du contexte et des objectifs du projet

Le présent projet s'inscrit dans la suite des opérations Zonéco « Jeunes poissons » menées par l'IRD depuis 2004. Cette série d'opérations avait pour objectif général de définir l'importance de différents habitats côtiers de la Nouvelle-Calédonie pour les stades larvaires et juvéniles de différentes espèces récifo-lagonaires.

Le volet thématique 1 « stades pré-installation » de ces opérations avait pour but d'acquérir une connaissance de base des habitats intra-lagonaires favorables à la survie des stades larvaires des poissons, c'est-à-dire lorsqu'ils sont encore dans la colonne d'eau (thèse L. Carassou, 2008). Les résultats de ce travail ont été valorisés sous la forme de diverses publications scientifiques (Carassou et Ponton, 2007 ; Carassou *et al.*, 2008a et 2008b ; Carassou *et al.*, 2009a et 2009b).

Les résultats obtenus dans le précédent travail ont permis de mettre en évidence une importante variabilité saisonnière et interannuelle dans les abondances et la composition des assemblages larvaires du lagon de Nouvelle-Calédonie (Carassou, 2008). D'autre part, les outils d'identification des larves disponibles pour le Pacifique Sud (Leis et Trsnki, 1989 ; Leis et Carson-Ewart, 2000) n'ont permis d'identifier les spécimens collectés qu'au niveau de la famille. Par conséquent, l'identification des larves collectées au niveau de l'espèce est apparue comme une priorité, de manière à mieux appréhender les relations liant les assemblages larvaires et les conditions de l'environnement. Une approche à l'espèce, associée à un suivi pluriannuel des assemblages, permettrait notamment d'identifier les conditions de l'environnement, périodes et/ou masses d'eau les plus propices à de fortes abondances de larves d'espèces d'intérêt commercial en Nouvelle-Calédonie, que ce soit des espèces d'intérêt pour la pêche ou pour l'aquariophilie par exemple.

Dans ce contexte, le but de la présente étude est d'appliquer les connaissances acquises au cours des précédentes opérations afin de :

- 1) mettre en place un plan d'échantillonnage (pièges lumineux disposés selon une radiale côte-large au droit de Nouméa) qui permettra une étude sur le long terme des assemblages de larves de poissons prêtes à s'installer ;
- 2) acquérir les connaissances nécessaires à l'élevage des larves de plusieurs espèces afin de pouvoir les maintenir en captivité jusqu'au stade adulte et/ou de les présenter ensuite au public ;
- 3) confirmer l'identification des post-larves à l'espèce en suivant leur évolution morphologique jusqu'au stade adulte ;
- 4) réduire l'empreinte écologique de l'Aquarium, en prélevant des animaux, non pas au cours de leur phase adulte, mais à l'état de post-larve, phase durant laquelle la mortalité naturelle est très forte. De plus, il devient possible de présenter au public des espèces qu'il était particulièrement difficile d'acclimater jusque là, comme les Carangidae par exemple.
- 5) acquérir des informations (images digitales haute définition et caractéristiques méristiques) destinées à alimenter la base d'identification des jeunes poissons de Nouvelle-Calédonie actuellement en développement.

## Personnel impliqué

Ce travail s'appuie sur une collaboration entre les équipes de l'Aquarium des Lagons (ADL) et de l'IRD (Tableau 1).

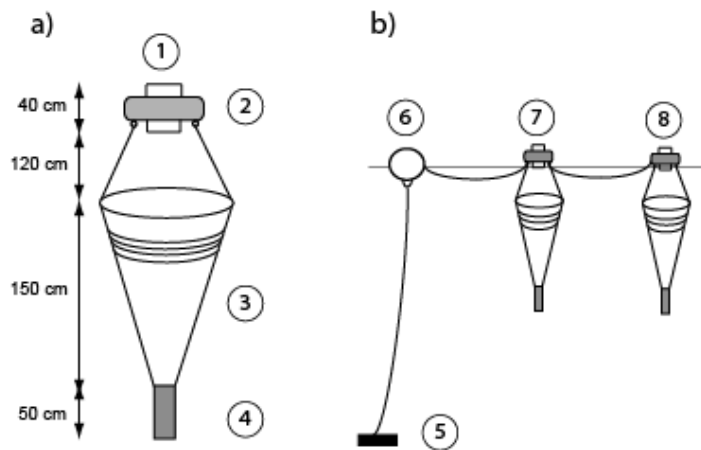


Figure 1.  
Schéma d'un piège lumineux de type « CARE » (a) et du système de mouillage utilisé (b). Le piège est constitué d'un bloc lumineux étanche (1), d'un flotteur (2), d'un filet (3) et d'un godet (4). Le système de mouillage utilisé à chaque station comprend un corps mort (5), une bouée de repérage (6) et deux pièges disposés en série (7 et 8).

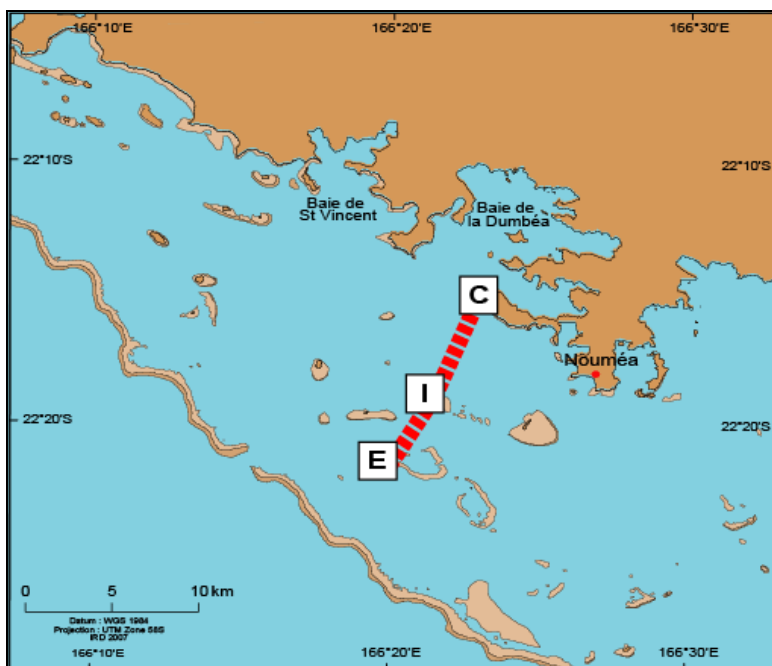


Figure 2.  
Stations d'échantillonnage dans le lagon Sud-ouest, depuis la zone côtière (C) jusqu'à la station la plus éloignée (E) en passant par les zones intermédiaires (I). À chaque station, deux pièges sont mouillés grâce à des corps morts disposés aux emplacements suivants :

Station C = Nouvelle  
22° 14.970' S - 166° 23.152' E

Station I = Sèche-Croissant  
22° 19.121' S - 166° 21.796' E

Station E = Crouy  
22° 20.928' S - 166° 19.885' E

## Collecte des larves

Des pièges lumineux de type CARE (Figure 1) sont mouillés par paire une nuit par mois à la période de la nouvelle lune dans trois stations réparties le long d'un gradient côte-large (Figure 2).

Les trois stations d'échantillonnage choisies : Nouville (C), Sèche-Croissant (I) et Crouy (E) présentent l'avantage d'être accessibles quelque que soient les conditions météorologiques, et leur disposition permet un retour à terre rapide une fois les larves collectées et en attente dans les glacières. Les larves contenues dans chaque piège sont transférées à bord dans six glacières numérotées : Nouville A, Nouville B, Sèche A, Sèche B, Crouy A et Crouy B.

L'ensemble des larves collectées sont ramenées à terre sauf si :

- une quantité importante de petits pélagiques (sprats, anchois) est collectée dans les pièges. Dans ce cas, les petits pélagiques sont rejetés à la mer car la plupart sont morts lors de la relève du piège. Leur nombre important pourrait donc dégrader la qualité de l'eau dans les glacières et provoquer une mortalité élevée chez les larves de poissons récifo-lagonaires ciblées. Quelques petits pélagiques morts sont néanmoins conservés dans de l'eau de mer pour être utilisés comme nourriture fraîche à l'Aquarium.
- une quantité importante de larves de taxons similaires est collectée (i.e., plus de 1000 larves d'aspect et de taille similaire, par exemple plus de 1500 picots de la même espèce et taille). Ce cas s'est présenté au cours de la collecte de Novembre 2008. Si ce cas se présente à l'avenir, pour éviter une surpopulation de larves de la même espèce dans les bacs d'élevage, et dont l'utilisation à l'ADL resterait incertaine, un sous-échantillon devrait être réalisé dans les glacières à l'aide d'une épuisette, pour ne ramener à terre puis ne mettre en élevage qu'une quantité limitée de ces larves (par exemple, une centaine maximum).

Les glacières contenant les larves sont remplies d'eau de mer à ras bord, de manière à limiter l'effet de carène, c'est-à-dire les grands mouvements d'eau dans les glacières.

Dans le cas d'une quantité importante de larves collectées, la suroxygénation de l'eau dans les glacières (par infusion d'air) pourrait représenter une piste à explorer lors de la suite de l'opération, pour maximiser les chances de survie des larves.

## Mesures environnementales en mer

A chaque pose et relève des pièges sur chaque station, quelques mesures environnementales sont réalisées. Des fiches de terrain sont prévues à cet effet. Les conditions météorologiques sont notées de manière qualitative, selon les codes suivants :

### Vent :

< 5 nœuds = "0"  
5-15 nœuds = "1"  
15-25 nœuds = "2"  
> 25 nœuds = "3"

### Houle :

calme plat = "0"  
clapot = "1"  
houle formée = "2"  
houle forte = "3"

### Nébulosité :

ciel clair = "0"  
quelques nuages = "1"  
ciel couvert = "2"  
pluies/orage = "3"

La température de l'eau, la salinité et le pH sont également régulièrement mesurés à chaque station à la pose et à la relève des pièges, avec un réfractomètre et un pH-mètre fournis par l'ADL.

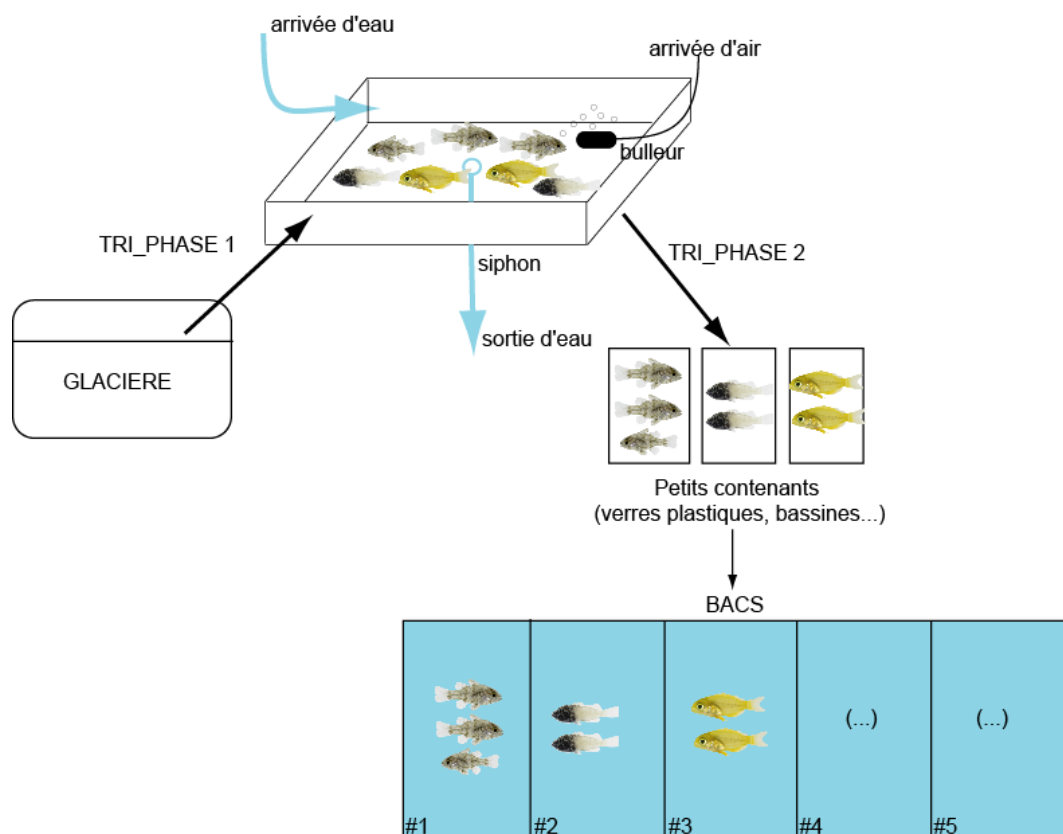


Figure 3 : Protocole de recensement des larves collectées (phase 1) et de répartition des lots dans les bacs d'élevage (phase 2).

Tableau 2a : Exemple de données saisies lors du tri préliminaire des échantillons ou glacières dans la cuve de tri à l'Aquarium (phase 1).

TRI PHASE 1, EXEMPLE

# ECH <sup>1</sup>	INDIVIDUS MORTS		INDIVIDUS VIVANTS	
	FAMILLE	N	FAMILLE	N
NOU_dec08 A	Pomacentridae	6	Pomacentridae	12
	Lethrinidae	4	Lethrinidae	8
SEC_dec08 B	Siganidae	20	Siganidae	30
(...)	(...)	(...)	(...)	(...)

Tableau 2b : Exemple de données saisies lors de la répartition des larves dans les bacs d'élevage (phase 2). Les larves sont d'abord triées depuis la cuve de tri vers des petits contenants, dans lesquels elles sont regroupées en lots d'individus d'aspect et de taille similaires.

Ces lots sont ensuite répartis dans les différents bacs d'élevage.

TRI PHASE 2, EXEMPLE

# ECH <sup>1</sup>	FAMILLE / TAXON SUPPOSÉ	# BAC	N
NOU_dec08 A	Pomacentridae / cf <i>Chromis viridis</i>	1	2
NOU_dec08 A	Lethrinidae / cf <i>Lethrinus variegatus</i>	2	3
SEC_dec08 B	Siganidae / cf <i>Siganus fuscescens</i>	3	8
SEC_dec08 B	Acanthuridae/ cf <i>Naso sp.</i>	4	1
(...)	(...)	(...)	(...)

<sup>1</sup> : Le numéro d'échantillon correspond à la station et à la date de collecte, suivie d'une lettre (A ou B) indiquant le « réplikat » ou piège d'origine (deux par station). Exemple : NOU\_dec08 A = l'échantillon collecté à Nouville lors de la campagne de décembre 2008, piège A.



## Tri des larves à l'Aquarium

Une fois à terre, les glacières sont transportées à l'Aquarium et leur contenu est trié glacière par glacière, c'est-à-dire échantillon par échantillon. Le tri par échantillon permet un suivi de la composition exacte des collectes réalisées chaque mois à chaque station. Ces informations sont cruciales pour le suivi à long terme des assemblages larvaires. Sont recensées à la fois les larves vivantes qui seront mises en élevage, mais également les larves mortes, qui ne sont donc pas considérées dans les suivis ultérieurs des bacs d'élevages mais qui constituent néanmoins une portion d'un échantillon donné. Le tableau 2a présente un exemple des informations relevées pendant la phase préliminaire de tri des échantillons. Un cahier de travail est prévu à cet effet.

Le tri est réalisé dans une cuve remplie d'eau disposée à l'entrée de la zone « post-larves » à l'Aquarium (Figure 3). Un flux d'eau permanent permet l'oxygénation et le renouvellement de l'eau dans la cuve. L'ensemble des poissons collectés dans une glacière donnée est disposé dans cette cuve à l'aide de petites épuisettes et/ou de passettes à thé en plastique. Ensuite, les larves sont de nouveau triées dans des contenants plus petits (petites bassines, verres en plastiques transparents). Dans ces contenants sont regroupées les larves d'aspect et de taille similaire d'un échantillon donné. Les lots ainsi constitués sont ensuite transférés dans les bacs d'élevage (Figure 3). La composition de chaque bac d'élevage est notée, c'est-à-dire que pour chaque bac d'élevage, le nombre de larves, le taxon supposé, et l'origine (échantillon) des larves sont saisies (Tableau 2b). Ces informations permettront un suivi de la composition des bacs d'élevage au fur et à mesure du développement des larves. Ce suivi par bac est crucial pour permettre non seulement une analyse détaillée de l'influence des conditions d'élevage sur la survie ou la croissance de telle ou telle espèce de larves, mais aussi pour que la composition spécifique de chaque collecte puisse être détaillée par la suite, une fois les espèces de larves identifiées.

Tableau 3 : Protocole de nourrissage des larves mises en élevage. La qualité et la quantité de nourriture varient en fonction de la taille des larves, ainsi que de leur comportement et du taxon considéré (voir texte).

Gommettes	Type de nourriture	Code	Quantité de nourriture	Type de larves
Rouges	Nauplii d'artémia	Naup	10 à 30 mL selon l'abondance de larves dans les bacs	<b>Toutes espèces de larves récemment collectées (&lt; 10 jours d'élevage)</b> Petites larves (< 1 cm) et/ou larves transparentes ou très peu pigmentées Larves leptocephales, Syngnathidae et poissons plats (Pleuronectiformes)
Jaunes	Post-larves de crevettes ou artémia congelés	PLC Art.	Variable selon l'abondance et le taxon de larves (qualitatif)	Larves collectées depuis plus de 10 jours Larves colorées et se nourrissant sur le fond
Bleues	Nourriture fraîche ou paillettes	N. fraîche paill.	Variable selon l'abondance et le taxon de larves (qualitatif)	Larves collectées depuis plus de 20 jours Larves de grande taille, entièrement colorées et espèces voraces (Carangidae, Lutjanidae, Lethrinidae)

## Élevage des larves et entretien des bacs

Une fois mises dans les bacs d'élevage, les larves collectées sont nourries très régulièrement avec une nourriture adaptée à leur taille et comportement (i.e. pélagique vs. benthique).

### Fréquence d'alimentation

Pendant les dix premiers d'élevage après la collecte, les larves sont nourries quatre fois par jour à des horaires les plus réguliers possibles. Les horaires idéaux pour ces dix premiers jours sont : 8h - 11h - 14h - 17h. Cette période est la plus critique pour la survie des individus. C'est en effet pendant ces dix jours que la majorité de la mortalité observée intervient.

À partir de onze jours d'élevage, deux nourrissages par jour suffisent : 8h - 14h. Pendant les dix premiers jours d'élevage, les nourrissages de 8h et 17h sont effectués par le personnel ADL, ceux de 11h et 14h par le personnel IRD. Après 10 jours, les nourrissages de 8h sont effectués par le personnel ADL, ceux de 14h par le personnel IRD. Pendant les week-ends, le personnel d'astreinte de l'ADL se charge des nourrissages et entretiens, avec une aide ponctuelle régulière du personnel IRD.

### Qualité et quantité de nourriture

Le protocole d'élevage mis en place en collaboration avec le personnel ADL est un protocole évolutif, c'est-à-dire qu'il permet de modifier le type de nourriture au fur et à mesure que les larves grandissent. Ce protocole s'appuie sur un système de gommettes autocollantes de différentes couleurs, disposées sur les bacs d'élevage en fonction du type et de la quantité de nourriture à donner aux larves dans chaque bac (Tableau 3).

La qualité de la nourriture varie en fonction de la taille des larves, et donc de leur stade de développement et de leur comportement. La quantité varie en fonction des abondances de larves dans chaque bac et également en fonction du taxon et de la taille des larves (Tableau 3). Ce protocole reste qualitatif, c'est-à-dire que les modifications du type et de la quantité de nourriture à donner aux larves restent à l'appréciation de la personne qui nourrit, en fonction du comportement des larves, c'est-à-dire de leur réaction à différents types de nourriture au fur et à mesure de leur développement. À noter que lors des dix premiers jours d'élevage après la collecte, le nourrissage des larves avec des proies zooplanctoniques vivantes, comme des nauplii d'artémia, est indispensable, car ce type de nourriture est celui qui ressemble le plus aux organismes qui sont naturellement consommés par les larves en milieu naturel. En effet, les larves en fin de phase pélagique telles que celles collectées et élevées dans le cadre de ce projet se nourrissent dans la colonne d'eau, et principalement de petits copépodes et de petits crustacés non identifiés, donc des organismes mobiles et pélagiques (Carassou *et al.*, 2009). Le fait de donner des proies zooplanctoniques vivantes et de petite taille aux larves lors des dix premiers jours est donc extrêmement important, pour optimiser leur chance de survie et leur capacité d'adaptation à la captivité. Les larves s'adaptent ensuite peu à peu à d'autre type de nourriture, que ce soit de la nourriture congelée (comme des post-larves de crevettes ou des artémia) ou sèche (comme des paillettes ou microparticules), et deviennent peu à peu capables de rechercher leur nourriture sur le fond. Cependant, une période transitoire où elles sont nourries avec des organismes vivants de petite taille qui nagent dans la colonne d'eau est essentielle dans le protocole d'élevage, en tout cas tant que les larves sont transparentes ou peu colorées, c'est-à-dire jusqu'à leur phase d'installation sur le fond.

Schéma 1 : Proposition de clé de décisions quant au type de nourriture à donner en cas de pénurie d'un ou plusieurs types de nourriture.

---

Gommettes rouges → nauplii d'artémia

- sinon → solution LIFE A
- sinon → paillettes réduites en poudre par agitation dans l'eau de mer
- sinon → microparticules (coulantes)

Gommettes jaunes → post-larves de crevettes et Artémia congelés

- sinon → post-larves de crevettes seulement
- sinon → artémia congelés seulement
- sinon → nourriture fraîche broyée finement
- sinon → paillettes réduites en poudre par agitation dans l'eau de mer

Gommettes bleues → nourriture fraîche broyée finement

- sinon → gros granulés (prévus pour les tortues)
- sinon\* → paillettes réduites en poudre par agitation dans l'eau de mer

\*: (si les larves ne mangent pas de gros granulés)

---

En raison de problèmes d’approvisionnement en nourriture de différents types (notamment des nauplii d’artémia ou des post-larves de crevettes et artémia congelés) rencontrés au cours des six derniers mois, le protocole appliqué a pu varier d’une collecte à l’autre. Une clé de décision a donc été proposée pour aider le personnel impliqué dans l’opération (exemple : Joseph Baly-IRD ou stagiaires) à décider du type de nourriture de remplacement en cas de pénurie de l’un ou l’autre type habituellement utilisé (Schéma 1).

## Suivi de l’alimentation et de la mortalité

Chaque intervention sur les bacs (i.e., nourrissage, nettoyage, transfert de poissons etc…) est notée sur une fiche de suivi prévue à cet effet (Annexe 3). Sur cette fiche sont reportées :

- la date
- les heures de nourrissages (et donc leurs fréquences) chaque jour,
- les personnes qui sont venu nourrir et/ou nettoyer les bacs,
- le type de nourriture distribuée,
- les siphonages effectués, et par qui,
- les individus morts éventuellement observés,
- la date d’observation des éventuels individus morts,
- le(s) numéro(s) du(des) bac(s) d’origine des éventuels individus morts, lesquels doivent être conservés dans des piluliers remplis d’alcool prévus à cet effet, et étiquetés selon #BAC et DATE DE LA MORT (exemple : bac 30, 20/03/09),
- le nombre d’individus éventuellement prélevés pour photographies,
- la date de ces prélèvements,
- le(s) bac(s) dans le(s)quel(s) ces individus ont été prélevés,
- le nombre d’individus éventuellement transférés dans les bacs de l’Aquarium,
- la date de ces transferts,
- le(s) bac(s) d’origine dans le(s)quel(s) les individus ont été prélevés avant leur transfert.

Cette fiche de suivi doit être scrupuleusement saisie à chaque intervention, car elle représente la source essentielle de données pour le suivi des élevages, et notamment pour le suivi de la composition des bacs au fur et à mesure du développement des larves. Le suivi de la composition des bacs permet de rapporter à chaque échantillon, c’est-à-dire à chaque collecte prélevée un mois donnée sur une station donnée, la composition en espèces finalement déterminée après plusieurs jours à mois d’élevage selon les cas. La fiche de suivi est également la source principale d’informations pour l’analyse future de l’influence des conditions d’élevage sur la mortalité ou la croissance des individus.

## Nettoyage des bacs

Les bacs d’élevage doivent être nettoyés régulièrement, notamment pour éliminer les restes de nourriture entre les repas. Un siphonage consciencieux des bacs est donc réalisé pour un nourrissage sur deux, donc deux fois par jour pendant les dix premiers jours d’élevage après les collectes, puis une fois par jour. Des siphons de différents diamètres sont prévus à cet effet. A noter qu’une importante couche d’algues peut se développer dans les bacs après un certain temps d’élevage (un à deux mois). Des nettoyages plus importants doivent donc également être réalisés régulièrement, en vidant complètement les bacs par siphonage, puis en nettoyant les vitres avec un matériau propre et doux (pour ne pas rayer le verre des vitres), puis en rinçant les vitres (intérieur et extérieur) à l’eau douce avant remise en eau.



## Résultats préliminaires (données d'octobre 08 à février 09)

### Abondance et diversité en familles

Un nombre total de 2761 larves ont été collectées entre octobre 2008 et février 2009, dont 397 larves à Nouville, 2174 larves à Sèche-Croissant et 190 larves à Crouy (Tableau 4).

L'abondance de larves moyenne observée entre octobre 2008 et février 2009 est donc de 153 larves collectées par station et par mois, soit 76 larves par piège, en tenant compte du pic d'abondance observé en décembre 2008 à Sèche-Croissant constitué d'un banc de picots (Siganidae) de 2000 individus (Tableau 4). Sans tenir compte de cette collecte particulière, le nombre moyen de larves collecté est d'environ 35 larves par station et par mois, soit environ 17 larves par piège.

Tableau 4 : Récapitulatif des abondances et de la diversité en famille des larves collectées chaque mois à chaque station. La différence entre l'abondance de larves collectées et mises en élevage correspond aux larves mortes dans les glacières.

Mois	Site	Code échantillon	Nombre de larves collectées	Nombre de larves mises en élevage	Nombre de familles
Septembre 2008	Nouville	NOU_sep08	93	93	8
	Sèche-Croissant	SEC_sep08	0	0	0
	Crouy	CRO_sep08	0	0	0
	<b>Total sept-2008</b>		<b>93</b>	<b>93</b>	<b>8</b>
Octobre 2008	Nouville	NOU_oct08	5	5	4
	Sèche-Croissant	SEC_oct08	3	3	2
	Crouy	CRO_oct08	8	8	4
	<b>Total oct-08</b>		<b>16</b>	<b>16</b>	<b>6</b>
Novembre 2008	Nouville	NOU_nov08	110	110	7
	Sèche-Croissant	SEC_nov08	7	7	3
	Crouy	CRO_nov08	57	57	7
	<b>Total nov-08</b>		<b>174</b>	<b>174</b>	<b>13</b>
Décembre 2008	Nouville	NOU_dec08	59	57	7
	Sèche-Croissant	SEC_dec08	2151	2009	4
	Crouy	CRO_dec08	86	53	8
	<b>Total déc-08</b>		<b>2296</b>	<b>2119</b>	<b>13</b>
Janvier 2009	Nouville	NOU_jan09	14	12	7
	Sèche-Croissant	SEC_jan09	6	6	4
	Crouy	CRO_jan09	1	1	1
	<b>Total jan-09</b>		<b>21</b>	<b>19</b>	<b>11</b>
Février 2009	Nouville	NOU_fev09	116	116	6
	Sèche-Croissant	SEC_fev09	7	7	3
	Crouy	CRO_fev09	38	38	5
	<b>Total fév-09</b>		<b>161</b>	<b>161</b>	<b>11</b>
	<b>Total Nouville</b>		<b>397</b>	<b>393</b>	<b>19</b>
	<b>Total Sèche-Croissant</b>		<b>2174</b>	<b>2032</b>	<b>12</b>
	<b>Total Crouy</b>		<b>190</b>	<b>157</b>	<b>16</b>

Tableau 5 : Abondance par famille des larves mises en élevage entre octobre 2008 et mars 2009 à Nouville, Sèche-Croissant et Crouy, avec le nombre total d'individus collectés et mis en élevage à chaque site. La différence entre ces deux valeurs est due à la mortalité dans les glacières (entre la collecte et la mise en élevage) et/ou aux prélèvements effectués par l'IRD le jour de la collecte pour les photographies.

Famille	Nouvelle	Sèche-Croissant	Crouy	Total capturés	Total mis en élevage
Acanthuridae	2	0	1	3	3
Ambassidae	8	0	0	8	6
Apogonidae	43	8	20	71	65
Balistidae	0	0	1	1	1
Blenniidae	44	0	8	52	47
Bothidae	0	1	0	1	1
Carangidae	0	2	33	35	30
Chaetodontidae	0	1	0	1	1
Clupeidae	0	0	1	1	1
Congridae	1	0	3	4	3
Gobiidae	1	0	0	1	1
Haemulidae	7	0	0	7	6
Labridae	1	2	2	5	5
Lethrinidae	126	5	38	169	158
Lutjanidae	7	0	1	8	5
Monacanthidae	1	0	0	1	1
Mullidae	11	2	30	43	40
Muraenidae	1	0	0	1	0
Pinguipedidae	0	2	0	2	2
Plesiopidae	0	3	0	3	2
Pomacentridae	83	0	43	126	120
Pseudochromidae	2	0	1	3	2
Scaridae	0	0	1	1	1
Scorpaenidae	0	2	0	2	2
Siganidae	46	2145*	6	2197	2065*
Syngnathidae	2	1	1	4	5
Tetraodontidae	1	0	0	1	1
Tripterygiidae	10	0	0	10	8
TOTAL	397	2174	190	2761	2582

\* : cf Tableau 6

Tableau 6 : Pourcentages de mortalité observés dans les élevages entre octobre 2008 et mars 2009.

Date de collecte	Nombre de larves élevées	Nombre de larves mortes	Mortalité (%)
Septembre 2008	93	13	14.0
Octobre 2008	16	3	18.8
Novembre 2008	174	34	19.5
Décembre 2008	2119	50	2.4
Janvier 2009	19	6	31.6
Février 2009	161	9	5.6
TOTAL	2582	115	4.5
TOTAL sans le banc de picots*	517	115	22.2

\* :La mortalité a été également calculée sans tenir compte du banc de Siganidae collecté en une fois sur la station de Sèche-Croissant, pour lesquels 2065 individus ont été mis en élevage (cf Tableau 5)



En termes de diversité, un nombre total de 28 familles ont été collectées entre octobre 2008 et mars 2009, dont 19 familles collectées à Nouville, 12 à Sèche-Croissant et 16 à Crouy (Tableaux 4 et 5). La diversité moyenne est donc de 4 familles par mois et par station, soit environ deux familles par piège. Les familles les plus abondantes ont été les Lethrinidae et Pomacentridae à Nouville, les Siganidae et Apogonidae à Sèche-Croissant et les Pomacentridae et Lethrinidae à Crouy (Tableau 5). À noter des abondances importantes de Carangidae observées à Crouy en février 2009.

## Mortalité

Parmi les 2761 larves collectées, 2582 ont pu être ramenées vivantes à l'Aquarium et mises en élevage (Tableau 4). Autrement dit, un taux de mortalité de 6.5 % a été observé dans les glacières, pendant le trajet entre les stations d'échantillonnage et l'Aquarium.

La mortalité globale est néanmoins restée faible : 4.5 % (Tableau 6). Toutefois, si les Siganidae, dont la majeure partie a été collecté en une nuit de pêche à Sèche-Croissant (Tableaux 4 et 5) sont exclus du calcul, le taux de mortalité global dans les élevages atteint ~22 % (Tableau 6). Ce taux de mortalité a varié d'une collecte à l'autre, avec un maximum de ~20 % et ~32 % observé pour les collectes de novembre 2008 et janvier 2009, périodes pendant lesquelles la température de l'eau a fortement augmenté dans les bacs (moyenne de 28,5 °C) et des problèmes d'approvisionnement en post-larves de crevettes, artémia congelés et/ou en nauplii d'artémia sont intervenus.

En termes taxonomique, 22 familles de larves sur les 28 collectées en tout ont présenté des mortalités (Tableau 7).

Tableau 7 : Pourcentages de mortalité par famille de larves observées entre octobre 2008 et mars 2009 à l'ADL. Voir légende du tableau 6.

Famille	Nombre de larves élevées	Nombre de larves mortes	Mortalité (%)
Acanthuridae	3	1	33.3
Ambassidae	6	1	16.7
Apogonidae	65	12	18.5
Balistidae	1	1	100.0
Blenniidae	47	5	10.6
Bothidae	1	1	100.0
Carangidae	30	5	16.7
Clupeidae	1	1	100.0
Congridae	3	3	100.0
Haemulidae	6	6	100.0
Labridae	5	2	40.0
Lethrinidae	158	14	8.9
Lutjanidae	5	2	40.0
Mullidae	40	15	37.5
Pinguipedidae	2	1	50.0
Plesiopidae	2	2	100.0
Pomacentridae	120	15	12.5
Pseudochromidae	3	3	100.0
Scorpaenidae	2	2	100.0
Siganidae	2065	17	0.8
Syngnathidae	5	3	60.0
Tripterygiidae	9	3	33.3

Tableau 8 : Récapitulatif des photographies de larves réalisées par l'IRD entre octobre 2008 et mars 2009 à partir des élevages réalisés à l'ADL, avec le nombre de photos par famille, les espèces identifiées, leur confirmation éventuelle (État ID) et l'état d'avancement de la construction des planches d'identification interactives sur Lucid-3. Avec "/" = "ou".

Famille	Nombre de photos	Espèces (nombre de photos)	Gamme de taille (LS, mm)	État ID	Planches d'ID disponibles
ACANTHURIDAE	1	<i>Acanthurus blochii/xanthopterus</i> (1)	22.7	à vérifier	X
AMBASSIDAE	1	<i>Ambassis buruensis</i> (1)	22.4	confirmée	X
APOGONIDAE	61	<i>Foa fo</i> (13)	10.2 - 25.0	confirmée	X
		<i>Ostorhinchus angustatus</i> (9)	12.0 - 29.5	confirmée	X
		<i>Ostorhinchus doederleini</i> (6)	11.2 - 24.6	confirmée	X
		<i>Ostorhinchus flavus</i> (4)	16.2 - 27.0	confirmée	X
		Non identifiée (29)	8.2 - 26.7		
ATHERINIDAE	1	Non identifiée (1)	29.4		
BALISTIDAE	1	<i>Pseudobalistes fuscus/Balistides viridescens</i> (1)	20.0	à vérifier	
BLENNIIDAE	31	<i>Parablennius intermedius</i> (22)	11.1 - 35.5	confirmée	X
		<i>Petrocirtus lupus</i> (3)	30.5 - 39.1	confirmée	X
		Non identifiée (6)	10.8 - 26.7		
CARANGIDAE	4	<i>Carangoides ferdau</i> (3)	18.0 - 35.1	à vérifier	
		Non identifiée (1)	19.3		
CONGRIDAE	4	Non identifiée (4) (sous-famille des Congrinae)	58.9 - 94.1		
HAEMULIDAE	10	<i>Plectorhinchus</i> sp. (4)	9.3 - 16.2		
LETHRINIDAE	38	<i>Lethrinus harak</i> (3)	23.1 - 35.7	à vérifier	X
		<i>Lethrinus genivittatus</i> (7)	13.9 - 18.1	à vérifier	X
		<i>Lethrinus variegatus</i> (4)	14.4 - 15.4	à vérifier	X
		Non identifiée (24)	13.9 - 18.2		
MULLIDAE	6	<i>Upeneus tragula</i> (6)	31.0 - 37.8	confirmée	X
PLESIOPIDAE	3	Non identifiée (3)	10.2 - 14.5		
POMACENTRIDAE	62	<i>Amblyglyphidodon orbicularis</i> (1)	23.6	confirmée	X
		<i>Chrysiptera taupou</i> (1)	12.4	confirmée	X
		<i>Chromis viridis</i> (4)	7.7 - 8.3	confirmée	
		<i>Neopomacentrus nemurus</i> (7)	11.4 - 21.1	confirmée	X
		<i>Neopomacentrus violascens</i> (8)	10.4 - 29.4	confirmée	X
		<i>Pomacentrus amboinensis</i> (1)	24.6	confirmée	X
		<i>Pomacentrus aurifrons</i> (21)	10.1 - 21.4	confirmée	X

Il serait prématuré d'établir des relations quantitatives entre les conditions d'élevage (nourrissage, qualité d'eau, température etc...) et les mortalités observées au bout de six mois d'élevage seulement. Toutefois, en termes qualitatifs, la fréquence des nourrissages et la qualité des aliments, ainsi que les conditions de température de l'eau semblent avoir une influence importante sur la survie des larves dans les élevages. Par exemple, la qualité et la fréquence des nourrissages effectués les premiers jours d'élevage, et notamment la disponibilité en nauplii d'artémia les premiers jours après la collecte, semblent avoir un impact majeur sur les mortalités observées quelques jours à quelques semaines plus tard. D'autre part, comme pour les poissons adultes, des températures élevées dans les bacs semblent également jouer sur la condition physiologique des larves.

Les prochaines collectes devraient permettre d'obtenir des évaluations plus précises des relations entre alimentation, température et survie pour une variété différente de taxons de larves. Les collectes mensuelles prévues pendant la saison fraîche notamment (avril à août) devraient permettre d'élargir le spectre taxonomique dans les élevages, avec des abondances et diversités plus importantes de larves de Chaetodontidae et Tetraodontidae par exemple.

### Avancement du travail photographique

Un total de 262 photos de larves a été réalisé depuis le début des élevages à l'ADL. Ces photos correspondent à 28 espèces dont l'identification est confirmée ou en cours de vérification, et pour lesquelles 24 planches d'identification sont d'ores et déjà finalisées (Tableau 8). À terme, l'ensemble des larves mortes au cours des élevages ainsi que au moins un individu par lot élevé, et donc par morphotype et classe de taille, sera photographié.

Ces photos sont associées à des images obtenues dans le cadre d'autres projets de recherche de l'IRD. Des échantillonnages des jeunes poissons à la senne de plage dans les herbiers notamment ont déjà permis la création d'environ 150 fiches d'identification pour des espèces communes aux élevages de l'ADL ainsi que pour des espèces difficiles à échantillonner aux pièges lumineux, comme les Scaridae par exemple. Des informations détaillées sur ces planches sont disponibles à l'IRD auprès de Dominique Ponton, et un certain nombre d'entre elles sont présentées dans le classeur fourni à l'ADL en mars 2009 pour permettre la formation du personnel ADL à l'identification des jeunes poissons.

### Identifications « visuelles » des espèces et transferts à l'ADL

Régulièrement au cours des élevages, un certain nombre de larves ont également pu être identifiées à l'espèce, mais ces larves étant en spécimen unique dans les élevages, aucun individu n'a été sacrifié pour les prises d'images. De plus, les larves pouvant présenter un intérêt pour l'ADL (i.e., espèces intéressantes à présenter au public) et ayant été collectées en quantité limitée ne sont pas non plus sacrifiées en vue des prises d'images. Elles sont donc identifiées « à l'oeil » au fur et à mesure de leur développement, et ne sont par conséquent pas présentées ni dans le Tableau 8 ni sur les planches du classeur. En résumé, il s'agit de :

- certains Lethrinidae mis à grossir dans des bacs plus gros du bâtiment « post-larves », puis dans les bacs "serpents" de l'ADL. Parmi eux, certains spécimens ont été identifiés comme des becs de canne (*Lethrinus nebulosus*). D'autres correspondent à l'espèce *Lethrinus obsoletus*, et d'autres encore sont des communards *Lethrinus genivittatus*, et des communards longs *Lethrinus variegatus*.

Tableau 8 (suite)

Famille	Nombre de photos	Espèces (nombre de photos)	Gamme de taille (LS, mm)	État d'ID	Planches d'ID disponibles
POMACENTRIDAE	62	<i>Pomacentrus mollucensis</i> (8)	10.9 - 25.1	Confirmée	X
		<i>Pristotis obtusirostris</i> (3)	21.8 - 39.3	Confirmée	X
		<i>Stegastes gascoynei</i> (1)	25.0	Confirmée	X
		Non identifiée (7)	6.7 - 21.2		
SCORPAENIDAE	2	Non identifiée (2)	8.1		
SIGANIDAE	17	<i>Siganus fuscescens</i> (8)	18.7 - 24.1	Confirmée	X
		Non identifiée (9)	21.9 - 35.2		
SYNGNATHIDAE	2	<i>Hippocampus curviuspis</i> (1)	9.4	confirmée	X
		Non identifiée (Syngnathinae) (1)	42.9		
TRIPTERYGIIDAE	15	<i>Enneapterygius nigrofuscus</i> (14)	10.7 - 23.4	Confirmée	X
		Non identifiée (1)	10.4		
Non identifiée	2	Non identifiée (2)	8.4		
TOTAL	262				

- certains Siganidae utilisés comme proies vivantes, ou mis à grossir dans les quarantaines, le bac à tortue et/ou le bac herbier de l'ADL. Parmi eux, la majorité des individus sont des picots gris *Siganus fuscescens*, mais deux individus de *Siganus spinus* ont également été observés au sein du groupe.

Un certain nombre d'autres individus, mis en élevage depuis plusieurs mois mais dont l'identification n'avait pas été confirmée, ont été régulièrement transférés dans les quarantaines de l'ADL ou dans les bacs "bonzai" afin de libérer les bacs d'élevage du bâtiment post-larves en vue des collectes à venir. Il s'agit de :

- une dizaine de Blenniidae (*Parablennius intermedius*), disposés dans le bac tactile ;
- deux poissons chirurgiens (*Acanthurus blochii* ou *xanthopterus*) disposés dans les bacs "bonzai" ;
- environ 8 demoiselles jaunes (*Pomacentrus moluccensis*) disposées dans les bacs "bonzai" ;
- environ 4 demoiselles bleues et jaunes (*Chrysiptera taupou*) disposées dans les bacs "bonzai"
- plusieurs demoiselles grises et jaunes d'eau saumâtre (*Neopomacentrus nemurus*) mises en quarantaine ;
- quelques jaunets (1 *Lutjanus kasmira* et 1 *Lutjanus quinquelineatus*) mis en quarantaine ;
- une vingtaine de Carangues (*Carangoides ferdau*) mises en quarantaine ;

### Variabilité dans la croissance et les durées d'élevage

La durée des élevages entre la collecte et le moment où l'identification à l'espèce devient possible apparaît très variable d'un taxon à l'autre, selon les vitesses de croissance de ces taxons. La quantité de données acquises ce jour ne permet pas une évaluation numérique de ces temps d'élevage par taxon, mais quelques exemples peuvent être notés :

- Globalement, il a fallu plusieurs mois d'élevage avant détermination des espèces pour les Lethrinidae, particulièrement difficiles à identifier, même au stade juvénile, et dont la croissance apparaît lente (par exemple, certains individus sont passés d'une taille de 1.5 cm à 10 cm en plus de cinq mois d'élevage).
- Les plus rapides à identifier ont été les Lutjanidae et les Siganidae, pour lesquels quelques jours à semaines d'élevage ont suffi pour déterminer les espèces.
- Pour certains Pomacentridae, les durées d'élevage nécessaires à l'identification des espèces n'ont pas excédé quelques jours (*Pomacentrus moluccensis* ou *Chromis viridis* qui sont instantanément identifiées par exemple), alors que pour d'autres, il a fallu attendre plusieurs mois (certains espèces, collectées en novembre 2008, ne sont toujours pas identifiées en février 2009 par exemple).

Tableau 9 : Temps nécessaire au nourrissage + siphonage des bacs post-larves, en fonction du nombre de bacs occupés (et donc de l'abondance des larves collectées), et du type de nourriture distribuée. Nourriture vivante ou congelée = nauplii d'artémias, post-larves de crevettes congelées, artémias congelés et/ou nourriture fraîche ; Nourriture sèche = paillettes ou granulés.

Nombre de bacs	Type d'aliments distribués	
	Nourriture vivante ou congelée seulement	Nourriture vivante ou congelée + sèche
~15 (=1 rack)	10 minutes	20 minutes
~ 45 (= 3 racks)	30 minutes	1 heure
~75 (= 5 racks)	1 heure	2 heures

## Points à améliorer pour la suite de l'opération

Les problèmes les plus fréquemment rencontrés au cours de ces six mois à l'aquarium ont été :

- Des problèmes récurrents de disponibilité en certains types de nourriture à des périodes critiques pendant les élevages, en particulier les nauplii d'artémia.

Il est envisageable de :

- remplacer dans le protocole de nourrissage les nauplii d'artémia mises à éclore à l'ADL, par une solution de **LIFE A**, qui, malgré son prix élevé, présente exactement les mêmes avantages que les nauplii préparées manuellement. Il s'agit en effet d'une solution contenant des nauplii d'artémia non écloses, et donc des organismes zooplanctoniques pélagiques vivants, de petite taille, faciles à ingérer, appréciés par les larves, et d'une qualité nutritionnelle équivalente. Une petite quantité de LIFE A peut par exemple être directement injectée dans les bacs, dans lesquels les nauplii de la solution vont éclore un peu plus tard, puis être consommées par les larves. La solution peut également être diluée le matin dans une petite quantité d'eau de mer avec un bullage dans laquelle les organismes vont éclore, avant d'être distribués aux larves dans les bacs d'élevage.
- mettre en place de plusieurs cônes de production de nauplii d'artémia au cours des mêmes périodes mais avec un léger décalage temporel, de manière à avoir un flux continu de nauplii écloses et décapsulées, quel que soient les conditions de température extérieure.
- Des nourrissages ou siphonages non effectués à certaines périodes (janvier 2009 par exemple), et notamment pendant des périodes de "goulot d'étranglement" à l'ADL (par exemple en janvier 2009, périodes pendant laquelle des problèmes techniques ont survécu dans les bacs de l'Aquarium).

Dans ces cas là, une concertation plus régulière entre les équipes IRD et ADL, via des consultations téléphoniques hebdomadaires entre les responsables d'équipes ou des réunions bimensuelles par exemple, pourrait permettre de mieux répartir les tâches de chacun (IRD vs ADL) en fonction des contraintes de planning de l'ADL.

- Un temps important à passer sur les nourrissages et siphonages des bacs, pas toujours bien évalué en début de projet

L'entretien et le nourrissage des bacs post-larves sont fastidieux et très coûteux en temps. Pour chaque passage (1 passage = 1 nourrissage + 1 siphonage), il faut compter entre 20 minutes si peu de bacs sont occupés et si la nourriture distribuée est organique (crevettes par exemple, qui ne collent pas dans le fond des bacs), jusqu'à 2 heures si les bacs sont tous occupés et que des paillettes ont été distribuées (Tableau 9). Pendant les périodes où quatre nourrissages par jour sont nécessaires, l'aménagement dans le planning du personnel ADL, de plages horaires spécifiquement destinés à l'entretien des post-larves pourrait permettre plus de constance et un suivi plus régulier des élevages.

- Mise à disposition de bacs de grossissement type "raceway"

Au fur et à mesure que les larves grandissent, les bacs de la zone post-larves deviennent peu à peu trop petits pour permettre une croissance optimale des individus, ce qui génère des mortalités qui pourraient être évitées. C'est le cas notamment pour les Lethrinidae, qui, à partir d'une certaine taille, deviennent très nerveux et sautent régulièrement hors des bacs lors des siphonages. Par conséquent, des bacs du type des "raceway" de la zone de quarantaine de l'ADL, permettrait de stocker ces poissons juvéniles dans de meilleures conditions. D'autre part, dans ces bacs de quarantaine, les juvéniles peuvent également profiter de la lumière naturelle extérieure, ce qui, comme constaté chez plusieurs spécimens de Lethrinidae, Lutjanidae ou Carangidae qui y ont été stockés au cours des six derniers mois, optimise leur survie et semble améliorer leurs condition physiologique générale.

- Amélioration des conditions de luminosité dans la zone post-larves

Pour des raisons techniques diverses, de grandes différences de luminosité caractérisent les différents racks d'élevage de la zone post-larves : certains racks sont éclairés par des néons puissants disposés sur le côté des bacs, tandis que d'autres sont pratiquement dans le noir, à part la lumière extérieure pénétrant à travers les fenêtres du toit. Ces différences génèrent des contrastes importants d'un rack à l'autre en termes de conditions d'élevage. Les larves dans les bacs éclairés par exemple, sont probablement avantagées lors de la prise de nourriture par rapport aux larves élevées dans les zones plus sombres. Ces différences de luminosité ont également un impact sur les patrons de pigmentation développés par les larves au cours de leur développement (cf commentaire précédent sur l'avantage des raceways). De plus, étant très difficiles à distinguer, les larves des racks de la zone sombre sont d'autant plus difficiles à identifier. Enfin, cette obscurité rend parfois périlleuses les opérations de siphonage (risques de siphonage des petits individus, difficiles à distinguer). La mise en place de sources lumineuses identiques (baladeuses néon par exemple) sur l'ensemble des racks d'élevage devient indispensable pour résoudre ce problème.

## **Perspectives de valorisation des résultats**

Ce projet a été présenté sous la forme d'un poster au Congrès des Sciences du Pacifique (PSI) en mars 2009 à Papeete, Tahiti (Annexe 4). Les résultats obtenus au cours de ces six derniers mois restent préliminaires pour l'instant. Toutefois, la soumission d'un manuscrit synthétique décrivant les objectifs et perspectives du projet et le protocole d'élevage utilisé (matériel, nourrissage etc... par exemple) pourrait permettre de faire mieux connaître les activités scientifiques conjointes de l'Aquarium et de l'IRD. La soumission d'un manuscrit dans le journal de la Commission du Pacifique Sud (CPS) "Live Reef Fish Bulletin", par exemple, est donc envisagée dans un avenir proche. Ce manuscrit mettrait à contribution l'ensemble du personnel IRD et ADL impliqué dans le projet post-larves (i.e., Xavier Neyrat, Yann Guillot, Philippe Leblanc, Richard Farman, Dominique Ponton, Joseph Baly, Laure Carassou).



## Références citées

Carassou L, Ponton D, 2007. Spatio-temporal structure of pelagic larval and juvenile fish assemblages in coastal areas of New Caledonia, southwest Pacific. **Marine Biology** 150, 697-711.

Carassou L, 2008. Les assemblages de larves de poissons dans le lagon de Nouvelle-Calédonie: structure spatio-temporelle et relations avec les facteurs abiotiques et biotiques de l'environnement. **Thèse de Doctorat**, Océanologie Biologique, Université de Perpignan.

Carassou L, Mellin C, Ponton, D, 2008a. Assessing the diversity and abundances of larvae and juveniles of coral reef fish: a review of six sampling techniques. **Biodiversity and Conservation** 18, 355-371.

Carassou L, Ponton D, Mellin C, Galzin R, 2008b. Predicting the structure of larval fish assemblages by a hierarchical classification of meteorological and water column forcing factors. **Coral Reefs** 27, 867-880

Carassou L, Le Borgne R, Ponton, D, 2009a Do pre-settlement larvae of coral-reef fish actively select their prey? Accepté dans **Journal of Fish Biology**.

Carassou L, Le Borgne R, Rolland E, Ponton D, 2009b. Spatial and temporal distribution of zooplankton related to the environmental conditions in a coral reef lagoon. Accepté dans **Marine Pollution Bulletin**.

Leis JM, Trnski T, 1989. The larvae of Indo-Pacific shorefishes. New South Wales University Press, Kensington.

Leis JM, Carson-Ewart BM (eds.), 2000. The larvae of Indo-Pacific Coastal Fishes, an identification guide to marine fish larvae. Fauna Melanesia Handbooks vol2, Australian Museum, Sydney

**CHECK-LIST**

Entourer quand effectué

<b>DATE SORTIE :</b>	<b>RESPONSABLE :</b>
----------------------	----------------------

PIEGE	1	2	3	4	5	6
Batterie numéro						
Charge batterie	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Voltage avant	V	V	V	V	V	V
Voltage après	V	V	V	V	V	V
Fonctionnement minuterie	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Heure minuterie	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Fonctionnement lampe	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Bloc lumière	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Filet	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Godet	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Bouée 1	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Bouée 2 (éventuellement)	ok	ok	ok	ok	ok	ok
Bout	ok	ok	ok	ok	ok	ok

<b>Contenants</b>	ok	ok	ok	ok	ok	ok
-------------------	----	----	----	----	----	----

<b>Crayons</b>	ok		ok
<b>Etiquettes</b>	ok		ok
<b>Loggers</b>	ok		ok
<b>Sonde Ph</b>	ok		ok
<b>Réfractomètre</b>	ok		ok

<b>OBSERVATIONS</b>	
---------------------	--

Fait par :	
le :	

DATE

PRESENTS

SITE	Nouvelle	Sèche-Croissant	Crouy
Nb contenants			
Etat mer pose			
Etat mer relève			
Force vent pose			
Force vent relève			
Nuages pose			
Nuages relève			
pH pose			
pH relève			
T° pose			
T° relève			
SAL pose			
SAL relève			
Observations			

Code météo

Vent 0: < 5 nds  
1: 5-15 nds  
2: 15-25 nds  
3: > 25 nds

Mer 0: calme plat  
1: clapot  
2: houle formée  
3: houle forte

Nuages 0: ciel clair  
1: qq nuages  
2: couvert  
3: pluie/orage



# DEVELOPMENT OF A LONG-TERM SAMPLING AND REARING PROGRAMME OF LARVAL FISHES IN THE CORAL REEF LAGOON OF NEW CALEDONIA, SOUTHWEST PACIFIC

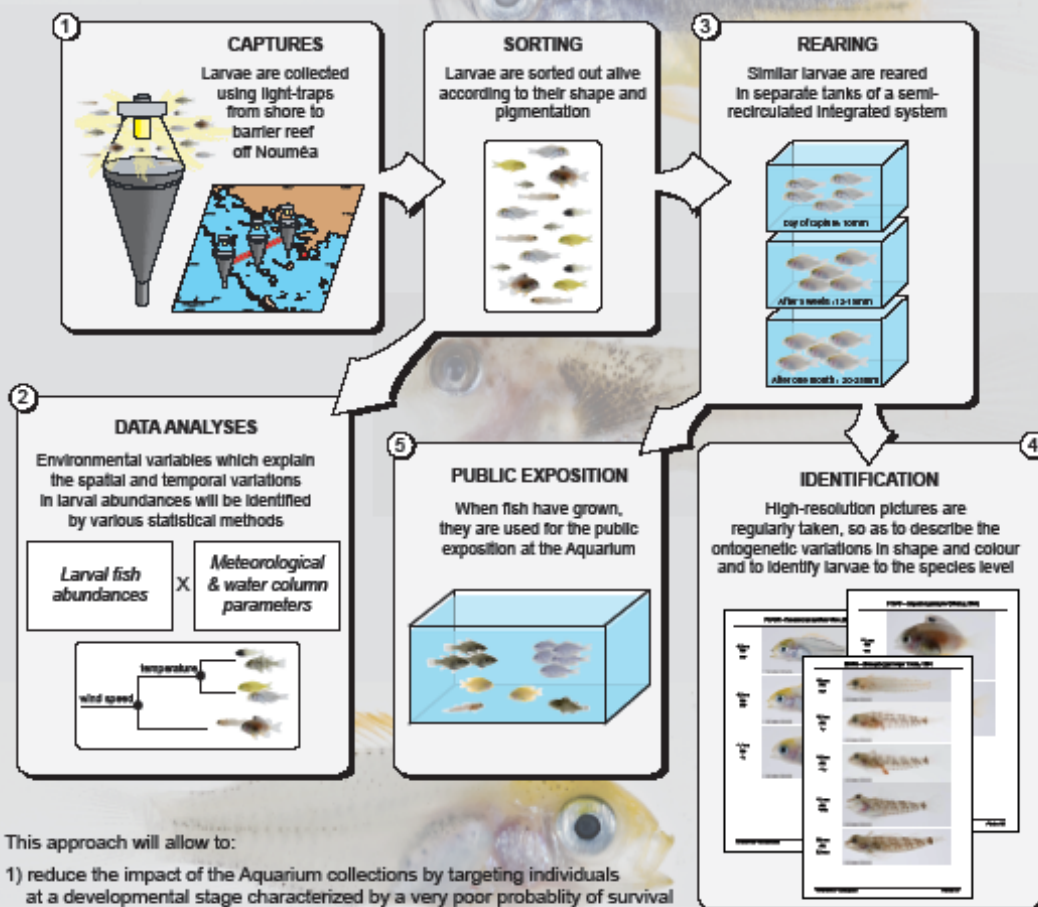
Carassou, L.<sup>1,2</sup>, Farman, R.<sup>2</sup>, Guillot, Y.<sup>2</sup>, Leblanc, P.<sup>2</sup>, Neyrat, X.<sup>2</sup>, Ponton, D.<sup>1</sup>

<sup>1</sup>IRD Nouméa, UR126, BPA5, 98 848 Nouméa cedex, New Caledonia

<sup>2</sup>Aquarium des Lagons, BP8183, 98 807 Nouméa cedex, New Caledonia

The objectives of this collaborative project between IRD and the Aquarium des Lagons, Nouméa, are to:

- conduct a **long-term monitoring program** of the abundances and diversity of larval fish assemblages collected monthly with light-traps in the southwest lagoon of New Caledonia **①**.
- relate variations in larval fish abundance and diversity with **environmental parameters** **②**.
- develop **rearing techniques** of coral reef fish larvae **③**.
- develop an interactive **identification guide** of coral reef fish larvae based on high-resolution pictures of the reared individuals **④**.
- provide **live specimens** to the Aquarium for species which are hardly acclimatizable when collected as adults **⑤**.



This approach will allow to:

- 1) reduce the impact of the Aquarium collections by targeting individuals at a developmental stage characterized by a very poor probability of survival in the nature (the natural mortality exceeds 90 % during larval stages);
- 2) present to the public fish species which are currently hard to acclimate to captivity, such as Lethrinidae and Carangidae.



