



HAL
open science

Inventaire faunistique et floristique en zone mésophotique à La Réunion

Thierry Mulochau, Patrick Durville, Nicole Gravier-Bonnet, Joseph Poupin,
Florence Trentin, Emmanuel Corse, Natacha Nikolic, Roland Troadec, Alina
Tunin-Ley, Camille Loisil, et al.

► **To cite this version:**

Thierry Mulochau, Patrick Durville, Nicole Gravier-Bonnet, Joseph Poupin, Florence Trentin, et al..
Inventaire faunistique et floristique en zone mésophotique à La Réunion. [Rapport de recherche]
Bureau d'études BIORECIF. 2021. hal-03500223

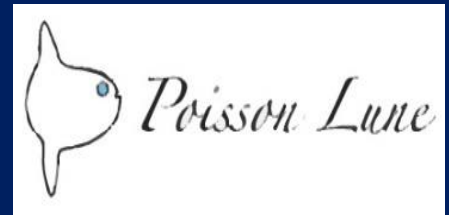
HAL Id: hal-03500223

<https://hal.science/hal-03500223>

Submitted on 22 Dec 2021

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



BIORECIF

Programme MesoRun

Inventaire faunistique et floristique en zone mésophotique à
La Réunion



© Patrick PLANTARD / POISSON LUNE



Avec le soutien financier du programme LIFE de l'Union européenne, l'Office Français de la Biodiversité et l'Agence Française de Développement au travers du programme LIFE4BEST



Financement :

Programme Life de l'Union Européenne, Office Français de la Biodiversité et Agence française de développement

Maîtres d'œuvre :

BIORECIF : 3 ter rue de l'albatros 97434 La Saline Les Bains Ile de La Réunion – Thierry Mulochau
- Tel. : 0692685831 biorecif@gmail.com

Association Vie Océane

Association Poisson Lune

Agence de recherche pour la Biodiversité à La Réunion

Centre Technique de Recherche et de valorisation des milieux Aquatiques

Dates :

Campagnes terrain : août 2020 à février 2021

Rapport : mai à septembre 2021

Bancarisation des données dans la base Borbonica : avril à août 2021 pour les phylums des poissons et des mollusques – En cours pour les autres phylums

Echantillonnage terrain : photographies et prélèvements

Patrick Plantard, Camille Loasil : Association Poisson Lune

Expertise faunistique

Liste des experts présentés dans le tableau 5 page 12

Rapport

Thierry Mulochau

A citer sous la forme :

Mulochau T., Durville P., Gravier-Bonnet N., Poupin J., Trentin F, Corse E., Nikolic N., Troadec R., Tunin-Ley A., Loasil C., Plantard P., Boissin E., Broudic L., Crochelet E., Hoarau L., Anker A., Bidgrain P., Bigot L., Bo M., De Voogd N., Ducarme F., Faure G., Fricke R., Huet R., Lagourgue L., Lopez-Gonzales P. J., Mah C., Messing C., Monniot F., Paulay G., Philippot V., Quod JP. et Martigné J.C. 2021. Inventaire faunistique et floristique de quelques sites en zone mésophotique à La Réunion. Programme MesoRun - BIORECIF – Association Vie Océane. 165 p et annexes.

© Photos : Associations Poisson Lune, Vie Océane et bureau d'études BIORECIF

SOMMAIRE

1.	Introduction.....	p5
2.	Matériel et méthode.....	p7
	2.1 Les stations et sites.....	p7
	2.2 Méthode.....	p10
	2.3 Expertises faunistiques.....	p12
	2.4 Bancarisation des données.....	p13
3.	Résultats.....	p9
	3.1. Les habitats observés en zone mésophotique sur les sites échantillonnés....	p9
	3.2. L'inventaire.....	p26
	3.2.1. Les poissons.....	p27
	3.2.1.1. Inventaire des poissons à partir des photos et vidéos.....	p28
	3.2.1.2. Détection des poissons par l'ADN environnemental (ADNe).....	p39
	3.2.1.3. Comparaison des richesses spécifiques ichtyologiques en zone mésophotique obtenues avec l'ADNe à celle faite par photos et vidéos....	p57
	3.2.2. Les mollusques.....	p61
	3.2.3. Les crustacés.....	p73
	3.2.4. Les échinodermes.....	p123
	3.2.5. Les scléactiniaires.....	p125
	3.2.6. Les hydraires.....	p128
	3.2.7. Les gorgones (Octocorallia – Alcyonacea).....	p138
	3.2.8. Les coraux mous (Octocorallia – Alcyonacea)	p140
	3.2.9. Les antipathaires.....	p142
	3.2.10. Les porifères (spongiaires).....	p144
	3.2.11. Les tuniciers (ascidies).....	p146
	3.2.12. Les macro-algues.....	p147
	3.2.13. Les micro-algues.....	p149
4.	Discussion.....	p151
5.	Perspectives : les Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique (ZNIEFF) en zone mésophotique	p153
6.	Bilan MesoRun.....	p154
7.	Bibliographie.....	p156
8.	Financement.....	p164
9.	Remerciements.....	p165
	Annexes.....	p167

Inventaire faunistique et floristique en zone mésophotique à La Réunion

Mulochau T.¹, Durville P.², Gravier-Bonnet N.^{3,6}, Poupin J.¹⁶, Trentin F.⁶, Corse E.^{13,21}, Nicolic N.²¹, Troadec R.⁶, Tunin-Ley A.¹⁹, Loisil C.³, Plantard P.³, Boissin E.⁴, Broudic L.⁶, Crochelet E.²¹, Hoarau L.⁷, Anker A.⁵, Bidgrain P.⁶, Bigot L.⁷, Bo M.²⁴, De Voogd N.⁹, Ducarme F.⁸, Faure G.⁷, Fricke R.¹⁰, Huet R.¹¹, Lagourgue L.²³, Lopez-Gonzales P.J.²⁰, Mah C.¹², Messing C.¹⁴, Monniot F.⁸, Paulay G.¹⁷, Philippot V.¹⁵, Quod J.P.¹⁸ et Martigné J.C.⁶

¹Biorecif, 3 ter rue de l'Albatros 97434 La Réunion, France – biorecif@gmail.com

²Galaxea

³Poisson Lune

⁴Laboratoire d'Excellence « Corail »

⁵Universidade Federal do Ceara, Labomar

⁶Association Vie Océane

⁷Université de La Réunion, Entropie

⁸Museum National d'Histoire Naturelle

⁹Naturalis Biodiversity Center

¹⁰State Museum of Natural History Stuttgart

¹¹Association française de Conchyliologie

¹²Smithsonian Institution

¹³Université de Mayotte

¹⁴Nova Southeastern University

¹⁵Naturum Etudes

¹⁶Ecole Navale BCRM

¹⁷Université de Floride

¹⁸ARVAM

¹⁹CITEB

²⁰Université de Séville

²¹Agence de Recherche pour la Biodiversité à La Réunion

²²Centre de Recherche et de Valorisation des Milieux Aquatiques de La Réunion

²³IRD Nouméa

²⁴Université de Gênes

1 INTRODUCTION

La zone mésophotique est située entre 50 et 150 m de profondeur et la biodiversité associée reste largement méconnue. Cette zone est intermédiaire entre la zone euphotique, proche de la surface (< à 30 m) et la zone oligophotique, dite « crépusculaire », située au-delà de 150 m et qui s'étend jusqu'à plusieurs centaines de mètres en milieu récifale tropicale avant que la lumière ne disparaisse complètement. Les zones récifales mésophotiques, notamment les écosystèmes coralliens mésophotiques (ECM) présentent un biotope différent des récifs situés proches de la surface avec notamment deux facteurs importants qui interviennent sur la répartition des différentes espèces, la lumière qui diminue avec la profondeur et la température de l'eau de mer qui est souvent inférieure de quelques degrés à celle observée proches de la surface.

Le développement de nouvelles techniques de plongée (recycleurs et mélanges gazeux « Heliox », « Trimix »), des ROV (Remotely Operated Vehicle) et de l'imagerie automatisée ont permis récemment d'étudier la biodiversité de quelques zones mésophotiques de l'indo-Pacifique, notamment celles situées en bas des pentes des récifs barrières. La biodiversité y est bien moins connue que celle située dans la zone euphotique, certains genres de madréporaires sont encore présents mais avec la profondeur et la lumière décroissante, certains organismes les remplacent et deviennent dominants : Porifera (« éponges »), octocoralliaires (« gorgones », « coraux mous »,...), antipathaires (« coraux noirs »), échinodermes,... Les peuplements de poissons sont souvent différents, de nombreuses espèces évoluent dans cette zone, certaines endémiques des zones mésophotiques explorées (cf. Hawaï) ou encore non décrites - <http://www.sciencemag.org/news/2017/03/naturalist-richard-pyle-explores-mysterious-dimly-lit-realm-deep-coral-reefs>

De nombreuses publications émettent l'hypothèse que les ECM, plus profonds et vraisemblablement moins soumis aux impacts d'origine anthropique que les récifs coralliens proches de la surface, pourraient permettre la résilience des récifs moins profonds plus vulnérables (Kahng *et al.*, 2017 ; Morais *et al.*, 2018 ; Muir *et al.*, 2018).

Les contraintes logistiques et juridiques pour accéder aux zones mésophotiques des récifs dans un cadre de plongée professionnelle représentaient des obstacles importants auxquels les chercheurs ont longtemps été confrontés, ce qui explique en partie ce manque de connaissance de la biodiversité des zones mésophotiques notamment en milieu récifal. De plus, le déploiement de ROV et matériels collecteurs d'images en haute définition dans le cadre de missions scientifiques nécessitent souvent des financements importants. En France, la législation a récemment évolué en proposant un décret sur la plongée professionnelle scientifique avec le classement IIIB - <http://inpp.org/wp-content/uploads/2020/01/mentionbjoe-20190524-0120-0019.pdf>

Le programme MesoRun avait pour principal objectif de décrire les habitats et de réaliser un premier inventaire faunistique et floristique non exhaustif de certains sites situés en zone mésophotique à La Réunion. Ce programme a permis d'allier la science participative, associations Vie Océane, Poisson Lune et l'Agence de Recherche pour la Biodiversité à La Réunion (ARBRE), à des chercheurs et experts faunistiques des différents phylums rattachés pour la plupart à des établissements publics. Les recherches d'ADN environnementale des différentes espèces de poissons évoluant en zone mésophotique et des microalgues pouvant s'y développer étaient également des objectifs de MesoRun.

Des missions d'inventaires faunistiques sur les zones marines profondes ont déjà eu lieu dans la zone du sud-ouest de l'océan Indien, notamment à La Réunion (Campagne océanographique MD32 en 1982 <https://campagnes.flotteoceanographique.fr/campagnes/82011411/fr/> ; Durville et al. 2009a et 2009b ; Durville et al. 2021), mais la connaissance de la biodiversité et des habitats de la zone mésophotique à La Réunion reste faible comparée aux zones situées plus proches de la surface.

L'acquisition de données sur cette zone pourra ainsi permettre d'avoir une meilleure connaissance des habitats et des organismes qui y évoluent, et d'initier des démarches de conservation et de gestion de cette biodiversité qui pourraient permettre la résilience de certaines zones récifales ou de certaines espèces impactées par les différentes activités humaines. Les données collectées en zone mésophotique dans le périmètre de la Réserve Naturelle Marine de La Réunion sont rares et pourraient permettre de comprendre les interactions entre les récifs euphotiques et mésophotiques.

2 MATERIEL ET METHODE

2.1 Les stations et sites

Le programme MesoRun a permis de réaliser 36 plongées subaquatiques en zone mésophotique entre 65 et 110 m de profondeurs (Tab. 1) et 53 immersions de caméras envoyées depuis la surface entre 50 et 121 m (Tab. 2). Les zones explorées sont situées dans l'ouest de l'île sur la côte sous le vent à proximité du récif corallien de Saint-Leu et dans l'est de l'île sur la côte aux vents sur des zones rocheuses près de Sainte-Rose (Fig. 1).

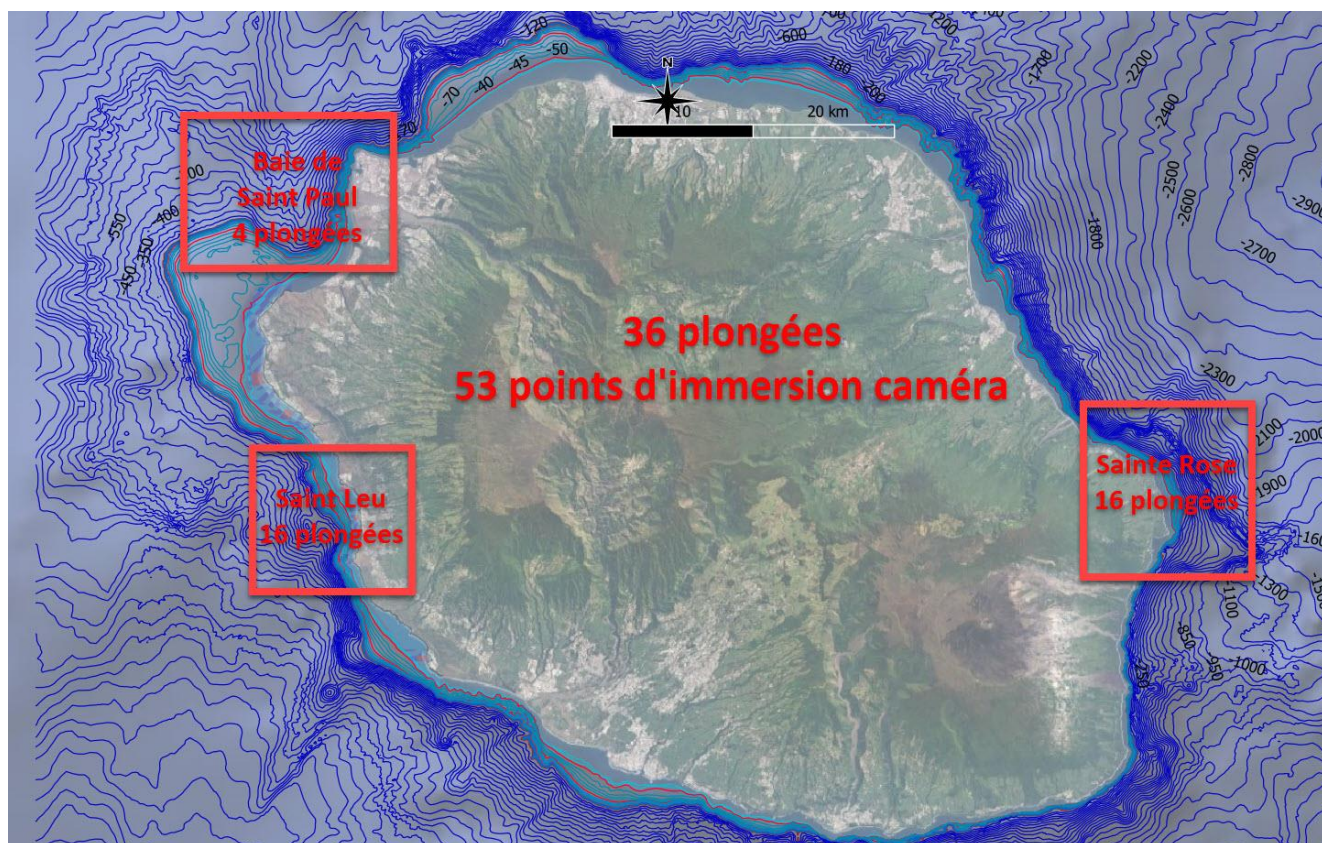


Figure 1. Les zones échantillonnées dans la cadre du programme MesoRun

D'autres plongées ont été réalisées au nord ouest de l'île (Fig. 1) dans le cadre du programme de recherche HydMer partenaire de MesoRun, les données des deux programmes ont été partagées.

Date	Site/station	Pt GPS	Prof. (m)	Habitat	Programme	Remarques
6 aout 2020	Pointe au sel	21.20476 S / 55.27467 E	90	Sable/détritique	MesoRun	zone 1 RNMR
12 aout 2020	St Leu	21.17695 S / 55.27565 E	85	Substrat dur colonisé éponge, hydraire,...	MesoRun	
18 aout 2020	St Leu	21.17695 S / 55.27565 E	85	Substrat dur colonisé éponge, hydraire,...	MesoRun	
26 aout 2020	Ste Rose pt1	21.12070 S / 55.78714 E	75 à 80	Tombant colonisé et vase/sable au pied	MesoRun	
27 aout 2020	Ste Rose pt1	21.12070 S / 55.78714 E	75 à 80	Tombant colonisé et vase/sable au pied	MesoRun	
01-sept-20	Le Port/Houlographe	20.944233 S / 55.27755 E	65		HydMer	
02-sept-20	Cap La Houssaye/Sec de St Paul	21.002767 S / 55.242483 E	68		HydMer	
07-sept-20	Cap La Houssaye/Sec de St Paul	20.985933 S / 55.218367 E	82		HydMer	
08-sept-20	Cap La Houssaye/Sec de St Paul	20.983520 / 55.182787	92		HydMer	
17-sept-20	Ste Rose pt2	21.12040 S / 55.78695 E	75 à 80	Vase et patates épars	MesoRun	
22-sept-20	Ste Rose	21.12120 S / 55.79000 E	75	Substrat dur et vase	MesoRun	
23-sept-20	Coulée 1977	21.158320 S / 55.8415 E	83	Substrat dur : Lepstoseris, Stylaster, corallines	MesoRun	
24-sept-20	Ste Rose pt1	21.12070 S / 55.78714 E	83	Tombant colonisé et vase/sable au pied	MesoRun	
30-sept-20	Coulée 1977	21.157950 S / 55.842140 E	93	Substrat dur : Lepstoseris, Stylaster, corallines	MesoRun	
01-oct-20	Anse des cascades	21.19659 S / 55.82976 E	92	Sable/détritique	MesoRun	
08-oct-20	Pointe au Sel	21.20294 S / 55.27469 E	87	Sable/détritique	MesoRun	ZPR2B RNMR
03-nov-20	St Leu	21.178469 S / 55.27614 E	88	Sable/patate	MesoRun	
04-nov-20	St Leu	21.17538 S / 55.27256 E	97	Substrat dur et sable	MesoRun	
09-nov-20	Pointe au sel	21.20383 S / 55.27436 E	75	Bloc et détritrique/sable	MesoRun	ZPR2B RNMR
10-nov-20	St Leu	21.17538 S / 55.27256 E	102	Substrat dur gorgones, antipathaires,...	MesoRun	
27-nov-20	Pointe au sel	21.20383 S / 55.27436 E	80	Détritique/Coralligènes/éponges, algues,...	MesoRun	ZPR2B RNMR
04-déc-20	St Leu	S21.17846 / E 55.27614	93	Sable/patate	HydMer	
15-déc-20	St Leu	21.17538 S / 55.27256 E	95	Substrat dur gorgones, antipathaires,...	MesoRun	
05-janv-21	Ste Rose	21.11783 S / 55.78518 E	93	Vase et substrat dur- Tombant 15 m de haut entre 80 et 90 m	MesoRun	
06-janv-21	Ste Rose	21.12070 S / 55.78714 E	80	Tombant colonisé et vase/sable au pied	MesoRun	
13-janv-21	St Leu	21.16904 S / 55.27023 E	97	Substrat dur colonisé éponges, hydraires, gorgones	MesoRun	
15-janv-21	St Leu	21.17577 S / 55.27213 E	110	Substrat dur colonisé éponges, gorgones, corail noir	MesoRun	
20-janv-21	St Leu	21.18784 S / 55.27535 E	104	Substrat dur colonisé éponges, gorgones, corail noir	MesoRun	
27-janv-21	Ste Rose	21.12190 S / 55.79628 E	92	Sable/Vase et substrat dur	MesoRun	
29-janv-21	Ste Rose	21.12242 S / 55.80194 E	78	Sable	MesoRun	
30-janv-21	Ste Rose	21.12086 S / 55.78686 E	88	vase et substrat dur	Poisson Lune	
06-févr-21	Coulée 1977	21.157950 S / 55.842140 E	92	Substrat dur : Lepstoseris, Stylaster, corallines	HydMer	
07-févr-21	Ste Rose	21.12107 S / 55.78713 E	82	Tombant colonisé et vase/sable au pied	HydMer	
08-févr-21	Ste Rose	21.12190 S / 55.79628 E	92	Sable/Vase et substrat dur	HydMer	
16-févr-21	St Leu	21.17538 S / 55.27256 E	94	Substrat dur gorgones, antipathaires,...	MesoRun	
17-févr-21	St Leu	21.17538 S / 55.27256 E	100	Substrat dur gorgones, antipathaires,...	MesoRun	

Tableau 1. 36 plongées ont été réalisées dans le cadre du programme MesoRun en partenariat avec l'association Poisson Lune et le programme de recherche HydMer

Numéro	Sites	Dates	Lat (sud)	Long (Est)	Profondeur (m)	Habitat
Opt1	St Leu	12-août-20	21.175687	55.275787	80	sable et substrat dur
test 2	St Leu	08-oct-20	21.17514	55.27327	84	Sable et patates
Opt2	St Leu	12-août-20	21.1779630	55.2753539	95	Substrat dur peu colonisé
test 3	St Leu	08-oct-20	21.17577	55.27398	90	Sable et qq patates au loin
Opt3	St Leu	12-août-20	21.178469	55.276140	90	Substrat dur peu colonisé
test 4	St Leu	03-nov-20	21.17538	55.27256	100	Substrat dur colonisé
Opt4	St Leu	12-août-20	21.179675	55.275932	95	sable et substrat dur peu colonisé
test 5	St Leu	03-nov-20	21.17552	55.27296	95	Substrat dur et sable
Test 6	St Leu	03-nov-20	21.17912	55.27577	97	Sable et qq patates au loin
test7	Ste Rose	27 aout 2020	21.119958	55.787023	90	Vase
test8	Ste Rose	26 aout 2020	21.120428	55.786953	80	Sable et vase
test 10	Coulée 1977	23-sept-20	21.158320	55.8415		Substrat dur : Lepstoseris, Stylaster, corallines
Test 12	Ste Rose	17-sept-20	21.12120	55.79000	70	Substrat dur et sable/vase
Test 13	Ste Rose	17-sept-20	21.12166	55.79074	50	Substrat dur et sable/vase
Test 14	Ste Rose	17-sept-20	21.12172	55.79228	70	Sable/Vase et substrat dur
Test 15	Ste Rose	17-sept-20	21.12190	55.79628	80	Sable/Vase et substrat dur
Test 16	Ste Rose	22-sept-20	21.12268	55.79792	70	Substrat dur et sable/vase
Test 17	Ste Rose	22-sept-20	21.12196	55.79811	95	Sable/Vase et substrat dur
Test 18	Coulée 1977	23-sept-20	21.15619	55.83843	65	Détritique et sable
Test 19	Coulée 1977	23-sept-20	21.16068	55.84178	70	Substrat dur colonisé : Leptosieris, Stylaster, Corallines
Test 20	Ste Rose	24-sept-20	21.12048	55.79055	77	Vase
Test 21	Ste Rose	24-sept-20	21.11987	55.79234	pas atteint le fond	
Test 22	Ste Rose	24-sept-20	pas de pt	pas de pt		sable/Vase
Test 23	Ste Rose	24-sept-20	21.11783	55.78518	100	Tombant
Test 24	Ste Rose	05-janv-21	21.11767	55.78485	97	Vase
Test 25	Ste Rose	05-janv-21	21.11793	55.78456	80	Vase et substrat peu colonisé
Test 26	coulée 77	30-sept-20	21.157950	55.842140	93	Substrat dur colonisé : Leptosieris, Stylaster, Corallines
Test 27	coulée 77	30-sept-20	21.15618	55.84092	90	Substrat dur colonisé : Leptosieris, Stylaster, Corallines
Test 28	coulée 77	30-sept-20	21.16043	55.84235	75	Substrat dur colonisé : Leptosieris, Stylaster, Corallines
Test 29	Anse des cascades	01-oct-20	21.20078	55.82891	70	sable et substrat dur
Test 30	Anse des cascades	01-oct-20	21.20954	55.82442	80	sable et vase
Test 31	Anse des cascades	01-oct-20	pas de pt	pas de pt	80	sable et substrat dur
Test 32	Ste Rose	01-oct-20	21.12859	55.81218	70	sable et vase
Test 33	St Leu Pointe au Sel	08-oct-20	21.20307	55.27438	80	Détritique
Test 34	St Leu Pointe au Sel	08-oct-20	21.20466	55.27321	90	Détritique
Test 36	St Leu	03-nov-20	21.17401	55.27315	80	Sable et zone de substrat dur au loin
test39	Saint leu	10-nov-20	21.16522	55.26625	95	Sable et patates
test40	Saint leu	10-nov-20	21.16904	55.27023	95	Grosses patates et sable
test43	St Leu Pointe au Sel	09-nov-20	21.19696	55.27705	63	Détritique, Rodolithes ? Poissons
test44	St Leu Pointe au Sel	09-nov-20	21.20560	55.27582	70	Sable
Test45	Saint leu	non fait	21.201262	55.270199	110	sable
Test 48	Pointe au Sel	fait	21.20020	55.26917	pas atteint le fond	
test49	Saint leu	15-déc-20	21.15899	55.26547	75	substrat dur et sable
test50	Saint leu	15-déc-20	21.16092	55.26627	77	Sable et qq patates au ras du sable
test 51	Saint leu	15-déc-20	21.17577	55.27213	90	sable et patates
test 52	Saint leu	15-déc-20	21.17690	55.27200	110	sable, détritique au loin
test 53	Saint leu	13-janv-21	21.16927	55.26606	150 et 129	sable
Test 54	Saint leu	13-janv-21	21.17390	55.27039	116	sable et affeuurement
Test 55	Saint leu	13-janv-21	21.17841	55.27356	110	sable et affeuurement
Test 56	Saint Leu	15-janv-21	21.18755	55.27411	121	sable et détritique
Test 57	Saint Leu	15-janv-21	21.19626	55.27155	105	Affeuurement colonisé (gorgones, hhydraires,...) et sable
Test 59	St Leu	20-janv-21	21.19091	55.27376	104	sable et détritique
Test 60	St Leu	20 janv. 2021	21.188315	55.27417	119	sable et détritique

Tableau 2. 53 immersions de caméras depuis la surface ont été réalisées dans le cadre du programme MesoRun

2.2 Méthode

L'inventaire des différents phylums a été fait en zone mésophotique entre 50 et 121 m de profondeur du 6 août 2020 au 17 février 2021 en réalisant des photos et vidéos faites en plongée et avec des caméras depuis la surface ou par des prélèvements des organismes lorsque les images ne sont pas suffisantes pour les déterminer. Concernant la plongée en recycleurs et mélanges gazeux, la méthode d'investigation a consisté à réaliser un parcours aléatoires d'une durée variant entre 12 et 40 min au fond selon la profondeur d'échantillonnage. Le temps moyen total d'échantillonnage au fond est de 540 min. Pour les observations réalisées à l'aide d'une caméra larguée depuis la surface, les durées d'immersions varient entre 5 et 7 min. Le temps total des vidéos réalisées à l'aide de la caméra envoyée depuis la surface est d'environ 300 min.

L'ensemble des images et des collectes réalisées par les plongeurs sont analysées, triées par phylums, puis envoyées aux différents experts pour détermination des organismes. Les plongeurs réalisent des prises de vues de qualité permettant de reconnaître et mettre en évidence les caractères morphologiques pour la détermination de certains phylums au niveau de la famille, du genre ou de l'espèce, notamment pour les poissons, la plupart des crustacés, mollusques, holothurides, astérides, échinides, certains scléactiniaires... Cependant, des prélèvements sont nécessaires pour déterminer au genre ou à l'espèce les éponges (Porifera), octocoralliaires (gorgones,...), antipathaires (« coraux noirs »), ophiurides, crinoïdes, ascidies, certaines crevettes... Les prélèvements réalisés dans le cadre de ce programme ont permis d'identifier les spécimens collectés, soit en ne prélevant qu'une petite partie des individus (gorgones, antipathaires...), soit la totalité de l'individu lorsque celui-ci était trop petit (hydrides par exemple).

L'inventaire a également été réalisé et complété par la recherche de traces d'ADN environnemental des poissons évoluant en zone mésophotique dans 8 échantillons d'eau prélevés sur les deux zones principales du programme (Fig. 1 et Tab. 3). Ces prélèvements consistaient à filtrer 15 litres d'eau de mer prélevée à des profondeurs comprises entre 80 et 110 m grâce à un système de pompe péristaltique et des filtres encapsulés PES d'une porosité de 0,8 µm (Sterlitech). La membrane ayant capturée l'ADN est fixée avec une solution de préservation de l'ADN à température ambiante. Ces filtres ont ensuite été transportés dans une glacière et conservés au congélateur avant leur envoi sur une plateforme de séquençage en laboratoire blanc dédié aux ADN rares. Les ADN capturés par ces filtres ont été extraits en ajoutant directement le lysant (tampon ATL et protéinase K - Qiagen) à l'intérieur du filtre encapsulé et sur les filtres retirés et séchés, puis par incubation d'une nuit à 56°C. Le lysat de chaque échantillon a été extrait à l'aide d'un kit DNeasy Blood & Tissue (Qiagen). L'ADN extrait a été amplifié en utilisant deux amorces universelles :

- MiFish (Miya et al. 2015) = région du gène de l'ARNr 12S et qui sert pour du métabarcoding chez les poissons.
- Fragment 12S V5 pour les vertébrés (Riaz et al. 2011) = région du gène 12S rRNA et qui sert pour du métabarcoding chez les vertébrés.

L'amplification de l'ADN a été suivie d'une phase de séquençage haut débit (Kit Illumina MiSeq V2 à 15 h avec un pic PhiX de 10 %), produisant plusieurs millions de reads (séquences ADN). Cette masse de données a ensuite été traitée bioinformatiquement pour identifier l'assignation taxonomique de chaque séquence d'ADN. Les résultats ont été présentés sous forme de listes d'espèces détectées et nombres de séquences. Chaque échantillon a fait l'objet de plusieurs réplicas PCR (n=12) pour limiter les risques de faux positifs (*ie* détection à tort). Il a été décidé que la présence d'un taxon était avérée lorsqu'elle était effective dans au moins 8 réplicas. Ces analyses ont été réalisées par le laboratoire NatureMetrics <https://www.naturemetrics.co.uk/> et l'Agence de Recherche pour la Biodiversité à La Réunion <https://arb-reunion.fr/>

Lieux	Dates	Sites	Latitudes	Longitudes	Profondeur (m)
Sainte Rose	30/09/2020	Coulée 1977-1	21.15618 S	55.84092 E	93
Saint Leu	04/11/2020	Baie de St Leu-1	21.17538 S	55.27256 E	97
Saint Leu	27/11/2020	Pte au sel-1	21.20383 S	55.27436 E	80
Saint Leu	15/12/2020	Baie de St Leu-2	21.17538 S	55.27256 E	96
Sainte Rose	05/01/2021	Sainte Rose-1	21.11783 S	55.78518 E	93
Sainte Rose	06/01/2021	Sainte Rose-2	21.12070 S	55.78714 E	81
Saint Leu	15/01/2021	Baie de St Leu-3	21.17577 S	55.27213 E	107
Sainte Rose	29/01/2021	Sainte Rose-3	21.12242 S	55.80194 E	78

Tableau 3. Huit échantillons d'eau ont été prélevés pour rechercher les traces d'ADN environnementale des poissons évoluant en zone mésophotique

Des échantillons d'eau et de substrats ont également été collectés pour le Centre Technique de Recherche et de Valorisation des Milieux Aquatiques de La Réunion (CITEB) au niveau des différents sites explorés, à des fins d'isollements de microalgues, et de mises en culture des souches isolées au sein de la PHYTOBANK, banque de souches de microalgues du CITEB. Un total de 8 échantillons de substrat dur a été prélevé entre 70 et 100 m de profondeur (Tab. 3) et transmis au laboratoire pour analyses et mises en culture.

N° échantillons	Dates	Lieux échantillonnage	Type de substrat récolté	Prof. (m)
1	06/08/2020	St Leu	Fragments rocheux et coralliens	70-100
2	27/08/2020	Ste Rose (devant la marine)	Fragments rocheux	90
3	03/11/2020	St Leu	Fragments rocheux	88
4	04/11/2020	St Leu	Fragments rocheux	97
5	04/11/2020	St Leu	Eau de l'échantillon 4	97
6	21/11/2020	Pointe au Sel	Débris rocheux épiphyté	80
7	06/01/2021	Ste Rose (devant la marine)	Fragment rocheux	80
8	27/01/2021	Ste Rose (devant la marine)	Gros fragment rocheux épiphyté	92

Tableau 4. Echantillons de substrat collectés pour la recherche de micro-algues

2.3 Expertises faunistiques

Le tableau 5 présente les principaux experts ayant contribué à la réalisation de l'inventaire faunistique et floristique des sites échantillonnés en zone mésophotique lors du programme MesoRun.

Phylums	Experts	Instituts / Universités
ADN environnemental	E. Corse	Association Arbre/Université de Mayotte
ADN environnemental	E. Crochelet	Association Arbre
ADN environnemental	N. Nikolic	Association Arbre
Algues	J.P. Quod	Arvam
Algues	L.Lagourgue	IRD Nouméa
Algues	C. Payri	IRD Nouméa
Micro algues	A. Tunin-Ley	CITEB
Antipathaires	M. Bo	Université de Gênes
Coraux mous	P.J. Lopez-Gonzales	Université de Séville
Crinoïdes	C. Messing	Nova Southeastern University
Crustacés	J. Poupin	Ecole Navale BCRM
Crustacés	A. Anker	Universidade Federal do Ceara
Eponges	N. De Voogd	Naturalis Biodiversity Center
Etoiles de mer	C. Mah	Smithsonian Institution
Génétique	G. Paulay	Université de Floride
Géomorphologie	R. Troadec	Université de La Réunion
Gorgones	V. Philippot	Bureau d'études Naturum Etudes
Holothuries	C. Conand	Museum National d'Histoire Naturelle
Hydriaires	N. Gravier-Bonnet	Association Vie Océane et Poisson Lune
Mollusques	P. Bouchet	Museum National d'Histoire Naturelle
Mollusques	R. Huet	Association française de Conchyliologie
Nudibranches	P. Bidgrain	Association Vie Océane
Nudibranches	F. Trentin	Association Vie Océane
Ophiures et génétique	E. Boissin	Laboratoire d'Excellence « Corail »
Oursins	F. Ducarme	Museum National d'Histoire Naturelle
Poissons	P. Durville	Bureau d'études GALAXEA
Poissons	R. Fricke	State Museum of Natural History Stuttgart
Poissons et échinodermes	T. Mulochau	Bureau d'études BIORECIF
Scléactiniaires	L. Bigot	Université de La Réunion
Scléactiniaires	L. Hoarau	Université de La Réunion
Scléactiniaires	G. Faure	Université de La Réunion

Tableau 5. Experts faunistiques et floristiques des différents phylums ayant contribué à la détermination des spécimens observés lors du programme MesoRun

D'autres experts peuvent avoir été sollicités par ce réseau d'experts et n'apparaissent pas dans ce tableau.

2.4 Bancarisation des données

L'ensemble des données déterminées par les experts est bancarisé dans la Base de Données Borbonica qui représente le Système d'Information de l'Inventaire du Patrimoine Naturel à La Réunion. <https://www.borbonica.re/> (cf. annexe 2)

Les données sur les crustacés sont bancarisées dans la base CRUSTA http://crustiesfroverseas.free.fr/search_result.php?refregion=MESORUN

3 RESULTATS

3.1 Les habitats observés en zone mésophotique sur les sites échantillonnés

La description des habitats a été faite par R. Troadec, F. Trentin et T. Mulochau

Les habitats en zone mésophotique ont été décrits à partir des photos et vidéos collectées sur les sites où les taxons des différents phylums ont été recensés. La description des habitats observés lors du programme MesoRun a été faite par R. Troadec et F. Trentin.

3.1.1 Introduction

Des pentes accusées, parfois fortes, prolongent en mer les reliefs aériens de l'île volcanique de La Réunion. Les paysages sous-marins qui les caractérisent aujourd'hui s'appuient sur une géomorphologie structurale héritée d'affrontements entre une dynamique volcanique edificatrice et des dynamiques océanique et climatique sources de remaniements constants pour les reliefs érigés.

Le long des pentes sous-marines, la zone mésophotique se situe globalement entre les isobathes -50m et -150m à La Réunion. Elle se caractérise en particulier par une baisse conséquente et progressive de l'intensité lumineuse avec la profondeur. Cette baisse de luminosité est défavorable aux organismes benthiques qui en dépendent directement, à savoir les organismes dépendant de la photosynthèse et qui de ce fait se raréfient sur ces fonds. Des recouvrements organogènes se remarquent toutefois mais d'un développement insuffisant pour élaborer par eux-mêmes des édifices construits en mesure de surimposer leurs propres formes à la topographie volcanique sous-jacente.

A ces profondeurs, il en résulte que les grands traits morphologiques actuels des fonds marins sont imposés par les structures volcaniques composant le substratum, ce qui leur confère un morphotype dit « morpho-structural » au sens de Montaggioni (1970) et Faure (1975) par opposition au « morpho-récifal » de ces mêmes auteurs qui précisent ce second morphotype comme une zone d'accrétion corallienne à l'origine d'édifices récifaux.

Une présence d'un morphotype récifal à ces profondeurs à La Réunion ferait qu'il ne pourrait être que « fossile ». Cela demanderait à ce que l'on recherche son origine dans une tectonique

d'affaissement ou de glissement ayant affecté le substratum volcanique ancien. A cette profondeur (entre -50 et -150 m), vouloir l'expliquer par le stationnement d'un ancien niveau océanique - devant de plus disposer des paramètres nécessaires la construction corallienne - est difficilement envisageable. Essentiellement parce que ce type de niveau ne peut se comprendre qu'en phase glaciaire (phase de régression marine ayant existé en plusieurs fois) mais avec des eaux océaniques de basse températures, non compatibles avec la croissance des coraux hermatypiques.

Dans cette zone morfo-structurale mésophotique deux grandes catégories de substrats sont observables :

- **Substrats durs** : formations rocheuses cohérentes de surface et comprises comme « roches en place ». Elles peuvent révéler le substratum profond, ici le socle volcanique, ou représenter un soubassement stable d'une autre nature surmontant ce substratum, dans d'autres contextes.
- **Substrats meubles** : formations rocheuses à constituants non cohésifs et mobiles les uns par rapport aux autres. Encore appelées « roches meubles », elles sont susceptibles d'être mises en mouvement par des agents dynamiques de transport puis de subir une sédimentation. Aussi ces roches sont dites « transportées » et également appelées sédiments. On peut souvent les observer sous forme d'accumulations en des endroits propices.

Ces substrats servent de support à des peuplements organogènes plus ou moins denses, de grande variété et évolutifs selon les conditions du milieu : à savoir des peuplements animaux sessiles ou sédentaires, des revêtements algo-coralliens (concrétions, encroûtements) ou en éléments figurés distincts et plus ou moins regroupés (nodules biogènes).

Ces peuplements contribuent à définir des habitats. Chaque habitat peut être qualifié comme « un espace homogène défini par ses caractéristiques physico-chimiques, sa topographie et par les espèces dominantes de sa communauté ». La définition scientifique des habitats de la zone mésophotique étudiée est à construire.

Dans une première approche, ces habitats mésophotiques peuvent être classés par type de substrat.

- **habitats de substrats durs** : les peuplements benthiques adhèrent aux formations rocheuses « en place » par différents dispositifs de fixation leur permettant de résister au mieux aux forces d'arrachement générées par l'agitation hydrodynamique.
- **habitats de substrats meubles** : les peuplements appartiennent à des accumulations sédimentaires en dépôts dans des dépressions du substratum ou en épandages sur des pentes lorsque la déclivité permet leur maintien. Aux contraintes de l'agitation hydrodynamique s'ajoute l'instabilité du substrat due à l'absence ou au peu de cohésion

des constituants. Concernant le benthos, l'implantation durable des organismes sessiles (fixés) est défavorisée et les organismes fouisseurs sont dominants.

3.1.2 Habitats mésophotiques de substrats durs

Des topographies spécifiques sont souvent reconnaissables :

- des promontoires sous-marins en plateforme ou plateau. Ils sont généralement limités par un tombant spectaculaire car très abrupt ou par des gradins successifs en forme de grandes marches irrégulières. Ces coupes naturelles dans le substratum peuvent révéler l'épaisseur d'une ou plusieurs coulées compactes. La tendance à la verticalité n'étant pas propice à une implantation fournie et durable d'une vie fixée, des figures originelles du refroidissement de la masse rocheuse peuvent être conservées (ex. prismations apparentes...).
- de grands affleurements rocheux sous forme de dalles, d'éperons ou de crêtes, plus ou moins chaotiques et disposés selon le pendage du substratum. Ils peuvent conserver des morphologies reconnaissables de coulées volcaniques.
- des ressauts ou talus à l'inclinaison plus ou moins prononcée traduisant la limite de progression d'un front de coulée ; montrant parfois une superposition de coulées successives si des stratifications en attestent. Le surcreusement de ces dernières dans les niveaux intermédiaires plus tendres, peut donner naissance à des surplombs, des encorbellements ou des cavités s'approfondissant en grottes.
- des langues d'épandages scoriacés de coulées type « aa » (dit aussi en « gratons ») rendus plus ou moins cohésives par des cimentations secondaires voire par des algues encroûtantes (type Rhodophycées) ou tout simplement par effets d'imbrication et de tassements au cours du temps sous les actions hydrodynamiques et après piégeage dans une aire plus ou moins déprimée du fond marin.

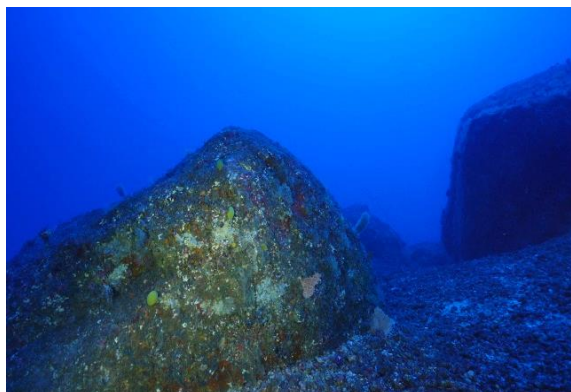
On peut aussi observer sur des fonds plus ou moins planes, des rochers de taille conséquente ou des « giga-blocs structuraux » contrastant sur un substrat meuble (photo 1). Leur définition de substrat dur peut être confirmée par leurs propres caractères morphologiques et/ou par des aspects biologiques :

- de grandes masses rocheuses révélant un décrochage de pans importants de tombants, avec parfois des marques de basculement (structures discordantes), résultat d'une mise en porte à faux sur des pentes accusées (suite à une érosion basale ou à un réajustement tectonique) ;
- blocs épars de dimension métrique à pluri-métrique (méga-blocs) montrant des critères géométriques de fracturation de roches volcaniques : faces planes, arêtes marquées, angulosités des pointements...
- présence importante d'un revêtement organogène (photo 1) : une colonisation

conséquence en organismes fixés témoigne de l'immobilité de fait d'une roche en place, mais aussi une immobilité acquise dans la durée par une roche issue d'horizons supérieurs après décrochement, éboulement ou glissement.

Le paysage dit « d'habitat » est également façonné par les organismes fixés qui eux-mêmes dépendent des caractères de la roche, son orientation, sa disposition, sa rugosité (lisse, irrégulière, ...) sans oublier les autres facteurs environnementaux tels que courants, lumière etc...

Une présence significative et singulière de certains organismes permet de déterminer des « faciès ».



Photos 1. Roches massives basaltiques lisses et peu colonisées sinon par quelques ascidies et gorgones à la Pointe au Sel (St Leu, 75 m) (à gauche) ; les anfractuosités de la roche et les surplombs offrent des supports pour le développement des éponges et autres organismes fixés ainsi que des cachettes pour de nombreux petits animaux (Baie de St Leu, 102 m) (à droite)

Habitats de substrats durs à faciès « Gorgones et Antipathaires »

Les gorgones et/ou les antipathaires s'élèvent au-dessus du substrat colonisé par des éponges, des ascidies, des bryozoaires et des hydriaires ainsi que de rares coraux durs (photo 2). Ces écosystèmes par la complexité de leur substrat renferment une biodiversité insoupçonnée aux profondeurs inventoriées.

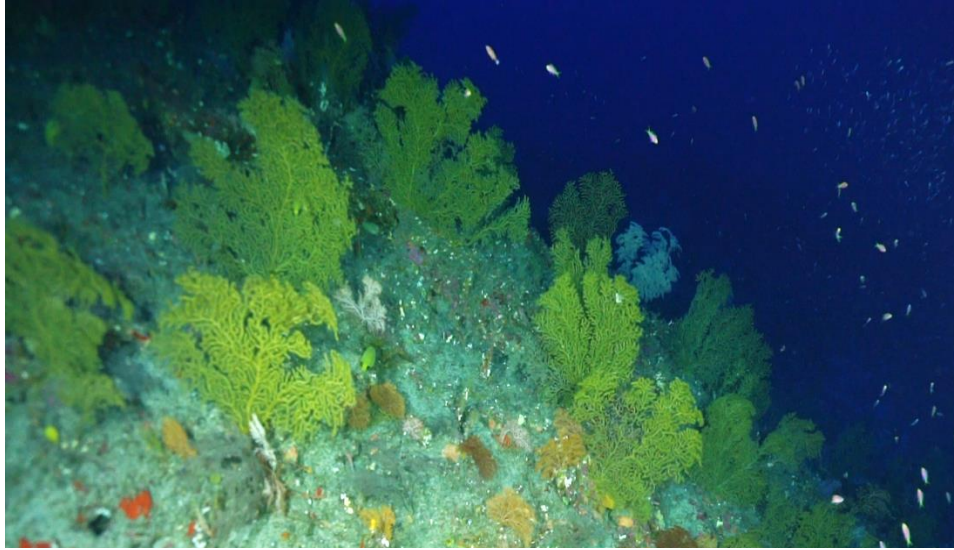


Photo 2. Substrat dur à fasciès gorgones et antipathaires à Saint leu entre 80 et 90 m

Habitats de substrats durs à faciès « corallien »

La présence de coraux durs (scléactiniaires à zooxanthelles) conduit à qualifier ces habitats mésophotiques de « coralliens ». Ils forment des habitats mixtes avec les gorgones et les antipathaires pour les organismes dressés, et avec les éponges, les hydraires et les bryozoaires pour les organismes proches du fond (photo 3). La classification des habitats mésophotiques devra prendre en compte l'abondance-dominance de ces êtres vivants.

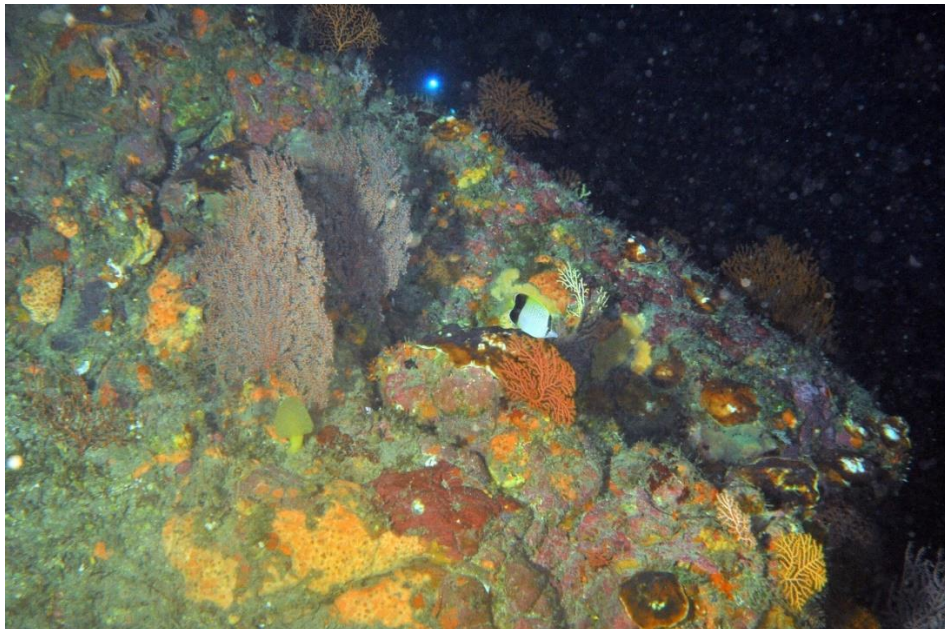


Photo 3. Ecosystème corallien mésophotique : gorgones, éponges, coraux noirs, algues calcaires, coraux durs... St Leu 110 m

Substrat dur à Leptoseris et Stylaster

Des paysages très caractéristiques ont été observés à proximité immédiate des coulées de lave de 1977 dans l'Est de l'île, sur des fonds situés entre 75 et 100 m. Ils sont constitués de coraux durs du genre *Leptoseris* spp. (Agariciidae) encroûtants, foliacés ou en forme de fine coupelle, recouvrant 70 à 90% du substrat et d'hydrocoralliaires calcaires ramifiés, *Stylaster flafelliformis*, dressés sur les crêtes des reliefs (Hoarau et al., 2021) (Photo 4).



Photo 4. Paysage de substrat dur colonisé par des *Leptoseris* (scléactiniaires) et des *Stylaster* (hydriaires) observé au large de la coulée de 1977 dans l'est de l'île entre 75 et 100 m

Cette formation dont la surface est estimée à 1,5 ha doit être cartographiée et fait l'objet d'un projet de classement en ZNIEFF (Zone Naturelle d'Intérêt Faunistique et Floristique).

3.1.3 Habitats mésophotiques de substrats meubles

Caractérisation de substrats meubles présents en zone mésophotique

Deux grands types d'apports en mer de matériaux naturels et non cohésifs sont reconnus. Ils précisent la nature originelle de leurs dépôts sous forme de sédiments :

- des apports terrigènes globalement issus des dynamiques externes affectant les reliefs aériens (processus érosifs divers, volcanisme...). S'ils sont majoritaires, le sédiment hérité est qualifié de « détritique » ;
- des apports organogènes composé de débris de nombreux organismes majoritairement marins (éléments de squelettes, coquilles, tests...). S'ils dominent dans le sédiment, ce dernier est dit « biodétritique ».

Le sédiment est dit « mixte » lorsque les deux types d'apports sont présents de manière conséquente.

Des critères de taille permettent également de différencier les sédiments, les tailles des éléments évoluant de l'échelle des blocs (tailles autour du m) à celle des vases (riches en argiles et colloïdes composées de particules fines de l'ordre du micron) en passant par les tailles des galets, gravelles, graviers et sables (par ordre décroissant : de quelques dm à moins du mm).

D'une manière générale dans un dépôt sédimentaire, des fractions de différentes dimensions sont mélangées mais des sélections peuvent s'opérer sous les actions des agents dynamiques. Une granulométrie précise permet de juger de l'importance relative des fractions dimensionnelles dans un sédiment. Dans la classe des sables en particulier et selon le paramètre « taille moyenne » des différenciations sont faites de « très grossier à très fin » ... Cela peut contribuer à révéler les conditions du milieu de dépôt : ex. plus les sables sont à tendance « grossière » et plus le milieu est considéré comme exposé à un mode hydrodynamique « agité », et inversement... Mais d'autres investigations sont souvent nécessaires pour l'affirmer.

Regard sur des conditions de sédimentation et types de substrats meubles.

Dans l'étage mésophotique, les structures susceptibles d'accueillir les dépôts sédimentaires ont la particularité physique d'être situées sur des pentes insulaires accores, donc avec globalement un gradient de profondeur augmentant rapidement et des surfaces planes relativement limitées au regard des surfaces disponibles.

La capacité des substrats meubles à être mobilisés et remaniés par les agents dynamiques – fortes houles et courants associés pour l'étage mésophotique – dépend du caractère de non-cohésion de leurs constituants. Au cours de ces remaniements les particules constitutives du sédiment, répondent de manière sélective aux forces les sollicitant en fonction de leurs critères physiques (taille, densité et géométrie) auxquels s'ajoute un facteur d'instabilité : « la déclivité » du substrat.

Des déplacements de particules, des classements et des tris hydrosédimentaires s'opèrent.

Ils conduisent à générer plusieurs types de substrats meubles qui seront qualifiés en associant l'appartenance du dépôt à une classe granulométrique dominante et la nature du sédiment (exemple : substrat sableux biodétritique...). D'autres informations ou caractéristiques peuvent éventuellement être ajoutées afin d'apporter d'autres précisions ou de traduire une singularité particulière (ex. substrat détritique à nodules biogènes...).

Les gisements ou substrats sédimentaires rencontrés.

On soulignera que les topographies favorables sont fortement dépendantes du relief du substratum. D'une manière générale ce sont les surfaces à tendances planes ou subhorizontales ainsi que les concavités de la topographie qui sont les plus favorables aux dépôts sédimentaires.

On rappellera que plus les dépôts sont éloignés des sources d'apports terrestres et plus ils montrent une tendance à davantage d'homogénéité en taille de particules (isométrie) et à un calibrage de plus en plus fin de ces particules (notion de « prisme littoral » des géologues) : les formations sablo-vaseuses à vaseuses deviennent dominantes vers le large.

Toutefois sur des littoraux accores soumis à de puissantes ondes de tempêtes (houles australes

et cycloniques), les pentes accusées du fond marin et les facteurs hydrodynamiques deviennent des opérateurs de déstabilisation et de sélection des particules qui perturbent cette tendance. Il n'est pas rare de retrouver des sédiments très grossiers (méga-blocs, blocs et galets), épars ou en travées, dans des champs sédimentaires à dominance sableuse ou vaseuse. C'est la résultante de déstabilisations ayant affecté le détritique, généralement très grossier, des horizons marins supérieurs ; avec pour conséquences des éboulements et des glissements. Ces effets sont d'autant plus remarquables que le site de dépôt se trouve sur le versant sous-marin d'un bassin versant actif voire en liaison avec des cônes de déjections fluviales...

Les explorations menées ont reconnu des secteurs de dépôts relativement larges :

- des zones de dépressions du substratum plus ou moins affaissées prenant des allures de « vallons » s'ouvrant dans les pentes. Ces espaces permettent des épandages étalés nommés « glacis ». lorsqu'ils sont hétérogènes ;
- des épandages de pentes au pied de substrats durs aux reliefs marqués et qui nappent les soubassements les prolongeant. Leur inclinaison permet à minima le maintien temporaire de sédiments sableux et favorise plutôt des accumulations durables de vases sableuses possédant un meilleur pouvoir de cohésion et d'adhérence globale au substrat dur sous-jacent.

D'autres dépôts sont plus restreints en dimensions car plus contraints par des reliefs d'un substratum omniprésent. On peut citer :

- des taches sédimentaires ou des placages dans de petits creux rocheux ou sur des terrasses de gradins ou talus.
- des rainures ou sillons équivalents à de petits thalwegs pouvant être drainants et alimenter des plages de réception ou plus largement des glacis ;
- des cuvettes, des petits bassins ou de petites aires déprimées. Favorable à la rétention des sédiments, elles sont des gîtes de dépôts plus piégeux pour certains éléments qui du fait de leurs caractères physiques (forme, taille, densité) tendent à y stagner. De ce fait ces sédiments sont soumis aux turbulences des courants orbitaires des houles générant des mouvements de retournements au rythme épisodique des forçages houlographiques. Cela favorise un emballage de galets ou petits blocs volcaniques par des concrétions calcifiées. Il est aussi possible d'y rencontrer des nodules biogènes issus de concrétions successives d'algues calcifiées (Rhodophycées, Mélobésiées) autour d'un noyau central fait d'un débris algair ou corallien et soumis à ces retournements épisodiques.

Substrats sableux

Sur la côte ouest, au large de Saint Leu et de son récif corallien, des habitats constitués en majorité de sable corallien (compris entre 2 et 0,063 mm) ont été observés (photo 5). Des organismes fouisseurs peuvent y être observés et de nombreux phylums s'y développent (micro mollusques, micro crustacés, vers,...).



Photo 5. Paysage de substrat sableux à La pointe au Sel à 70 m de profondeur

Substrats sableux avec blocs détritiques épars

Des habitats constitués en partie de sable corallien (compris entre 2 et 0,063 mm) ont été observés sur la côte ouest, au large de Saint Leu et de son récif corallien (photo 6). Ils sont parsemés de débris de taille variable sur lesquels s'accrochent de nombreux organismes tels que des hydraires, des éponges, algues rouges calcaires, des bryozoaires. Une petite faune benthique libre occupe le substrat (mollusques, échinodermes, crustacés).



Photo 6. Paysage de sable corallien avec des blocs détritiques épars observé au large de Saint-Leu à plus de 85 m

Substrats sableux recouverts de blocs détritiques

Les petits blocs détritiques, dont le diamètre est compris entre 64 et 256 mm, sont ici densément répartis sur un fond de sable corallien situé à - 80 m (photo 7). Moins profond que les précédents, ce milieu a révélé la présence non seulement d'algues rouges calcaires (corallines) mais aussi d'algues vertes (*Halimeda* sp.) et brunes. Les interstices entre les blocs servent de refuge à une petite faune dont de nombreux poissons.



Photos 7. Petits blocs détritiques plus ou moins soudés par les éponges et les algues calcaires observés au large de Saint Leu à 80 m

Substrats vaso-sableux à vaseux

Les fonds à faible pente recouvert de sédiments fins (diamètre < 0,63mm) apparaissent peu propices à l'installation de la vie (photos 8). Ils abritent cependant une faune discrète telle que des cérianthes, des plumes de mer, des vers ou des gastéropodes entièrement enfouis dans la vase.



Photo 8. Paysage avec sédiments vaseux au large de Saint Rose entre 80 et 90 m avec un cérianthe (à gauche) et des antipathaires (à droite)

Pour ce type de substrat meuble, la présence de substrat dur est une opportunité pour l'installation d'une faune fixée (Hydriaires, Spongiaires, Antipathaires, Octocoralliaires) qui constitue alors de véritables petites oasis de vie pour de nombreuses autres petites espèces (crustacés, gastéropodes, poissons) mais qui demeurent menacées par l'envasement (photo 9).

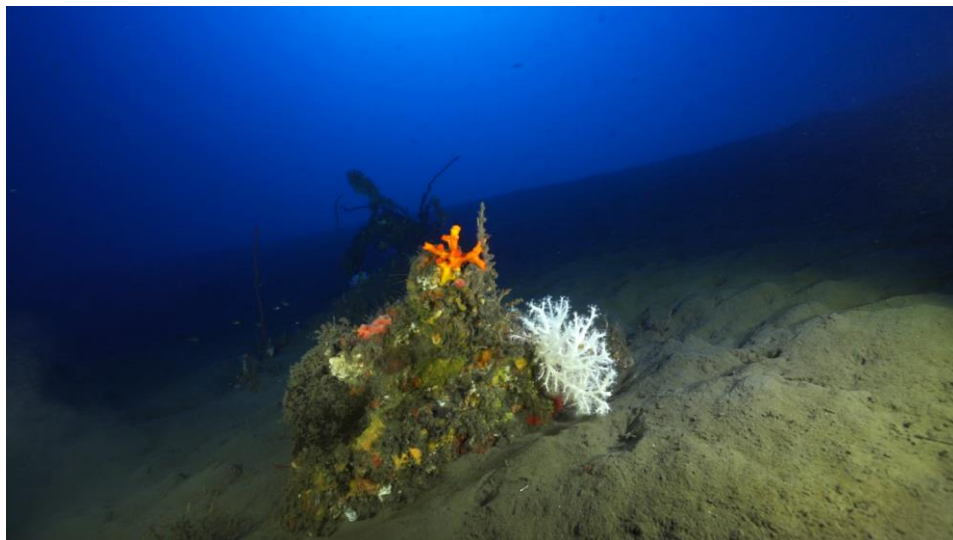


Photo 9. Paysage à sédiments vaseux avec un petit oasis d'organismes fixés à du substrat dur

Les reliefs au large du port de Sainte Rose sont recouverts de sédiments fins trouvant leur origine dans les apports détritiques du complexe alluvionnaire de la Rivière de l'Est située plus au nord. Les fonds vers -92 m de l'Anse des Cascades se sont également révélés être à sédiments fins. En effet, les particules sédimentaires issues de l'érosion terrestre sont triées au cours de leur transport en mer si bien que plus une particule est fine et plus elle peut voyager loin et s'accumuler sur des fonds éloignés.

On retrouve des paysages semblables sur le site du Houlographe au large de la ville Le Port où le tombant est ennoyé par les apports sédimentaires provenant du complexe deltaïque de La Rivière des galets.

Substrats à graviers

Les graviers sont des particules dont le diamètre est supérieur à 2 mm. Un habitat original constitué d'un fond recouvert de scories à une profondeur de 60 à 65 m a été observé au niveau de l'Anse des Cascades (photo 10). Sur ces fonds instables, ont été observés de nombreux micro-mollusques (lamellibranches), des foraminifères, des alcyonaires (Nephtyidae) et des annélides

tubicoles (Sabellidae).



Photo 10. Scories observées à l'anse des cascades dans l'est de l'île entre 60 et 65 m de fond avec le panache d'un ver tubicole

3.2 L'inventaire

Les 36 plongées réalisées entre 65 et 110 m de profondeurs et les 53 points d'immersion de caméras depuis la surface entre 50 et 121 m (Tab. 1 et 2 ; Fig. 1) ont permis de recenser un total de 1015 espèces, dont 136 espèces de poissons, 6 ascidies, 20 échinodermes, 615 espèces de mollusques, 41 espèces de crustacés, 157 cnidaires (dont 9 coraux durs, 89 hydraires, 30 gorgones, 9 coraux mous et 20 coraux noirs), 27 éponges et 13 macro-algues. Certaines déterminations n'ont pu être faites qu'au niveau de la famille et, dans ce cas, il peut y avoir plusieurs genres ou espèces non décrits dans cet inventaire au sein de chacune de ces familles. Certains phylums sont sous évalués en nombre d'espèces, notamment les porifères (« spongiaires ») et les tuniciers (« ascidies »), qui doivent être systématiquement prélevés pour être déterminés et qui nécessiteraient une ou plusieurs campagne(s) dédiée(s) à leur inventaire.



Photo 11. Biodiversité en zone mésophotiques à La Réunion

3.2.1 Les poissons (Actinopterygii et Elasmobranchii)

Une partie de l'inventaire des poissons a été réalisé grâce aux photos et vidéos faites en plongée et à l'aide des caméras envoyées depuis la surface alors que l'autre partie de l'inventaire a été faite à partir des échantillons d'eau prélevé afin de rechercher l'ADN des poissons.

3.2.1.1 Inventaire des poissons à partir des photos et vidéos

Près de 500 photographies et une soixantaine de films vidéo ont été analysés scrupuleusement pour y identifier et répertorier les différentes espèces de poissons (Tab. 5). Ces documents ont été collectés d'août 2020 à février 2021, entre 50 et 121 m de profondeur. Les expertises et analyses ont été faites par P. Durville, R. Fricke et T. Mulochau.

Genres - Espèces	Genres - Espèces	Genres - Espèces
<i>Acanthurus dussumieri</i>	<i>Forcipiger flavissimus</i>	<i>Pervagor sp.</i>
<i>Acanthurus thompsoni</i>	<i>Forcipiger longirostris</i>	<i>Pervagor janthinosoma</i>
<i>Amblyeleotris sp.</i>	<i>Genicanthus caudovittatus</i>	<i>Plectranthias inermis</i>
<i>Anampses lineatus</i>	<i>Gnathodentex aurolineatus</i>	<i>Plectranthias winniensis</i>
<i>Aphareus furca</i>	<i>Gymnocranius sp.</i>	<i>Pomacanthus imperator</i>
<i>Aphareus rutilans</i>	<i>Gymnocranius grandoculis</i>	<i>Priacanthus hamrur</i>
<i>Apolemichthys guezei</i>	<i>Gymnosarda unicolor</i>	<i>Priolepis nocturna</i>
<i>Apolemichthys trimaculatus</i>	<i>Gymnothorax sp.</i>	<i>Pseudanthias bimarginatus</i>
<i>Aprion virescens</i>	<i>Gymnothorax aff. breedeni</i>	<i>Pseudanthias cooperi</i>
<i>Balistoides conspicillum</i>	<i>Gymnothorax favagineus</i>	<i>Pseudanthias evansi</i>
<i>Bodianus anthioides</i>	<i>Gymnothorax javanicus</i>	<i>Pseudanthias pulcherrimus</i>
<i>Bodianus bimaculatus</i>	<i>Gymnothorax meleagris</i>	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>
<i>Bodianus macrourus</i>	<i>Gymnothorax nudivomer</i>	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>
<i>Bodianus opercularis</i>	<i>Halichoeres trispilus</i>	<i>Pseudodax moluccanus</i>
<i>Bryaninops sp.</i>	<i>Heniochus acuminatus</i>	<i>Pterocaesio lativittata</i>
<i>Canthigaster smithae</i>	<i>Heniochus monoceros</i>	<i>Pterocaesio tile</i>
<i>Canthigaster tyleri</i>	<i>Hoplolatilus cuniculus</i>	<i>Pterois antennata</i>
<i>Caranx lugubris</i>	<i>Iracundus signifer</i>	<i>Pterois miles</i>
<i>Caranx melampygus</i>	<i>Labroides dimidiatus</i>	<i>Rhinecanthus cinereus</i>
<i>Centropyge acanthops</i>	<i>Lethrinus sp.</i>	<i>Sargocentron diadema</i>
<i>Centropyge bispinosa</i>	<i>Lutjanus bengalensis</i>	<i>Saurida gracilis</i>
<i>Centropyge debelius</i>	<i>Lutjanus kasmira</i>	<i>Scarus caudofasciatus</i>
<i>Cephalopholis aurantia</i>	<i>Lutjanus notatus</i>	<i>Scorpaenopsis sp.</i>
<i>Cephalopholis nigripinnis</i>	<i>Luzonichthys waitei</i>	<i>Scorpaenopsis oxycephala</i>
<i>Cephalopholis polleni</i>	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	<i>Sebastapistes sp.</i>
<i>Cephalopholis spiloparaea</i>	<i>Myripristis sp.</i>	<i>Seriola sp.</i>
<i>Chaetodon blackburnii</i>	<i>Myripristis berndti</i>	<i>Seriola rivoliana</i>
<i>Chaetodon dolosus</i>	<i>Myripristis chryseres</i>	<i>Sphyaena barracuda</i>
<i>Chaetodon guttatissimus</i>	<i>Myripristis vittata</i>	<i>Sufflamen bursa</i>
<i>Chaetodon kleinii</i>	<i>Naso hexacanthus</i>	<i>Sufflamen chrysopterum</i>
<i>Chaetodon madagaskariensis</i>	<i>Nemateleotris decora</i>	<i>Sufflamen fraenatus</i>
<i>Chaetodon mitratus</i>	<i>Nemateleotris magnifica</i>	<i>Synodus binotatus</i>
<i>Chromis axillaris</i>	<i>Neoniphon aurolineatus</i>	<i>Thalassoma genivittatum</i>
<i>Chromis chrysurus</i>	<i>Ostichthys kaianus</i>	<i>Variola albimarginata</i>
<i>Chromis fieldi</i>	<i>Ostorhinchus apogonoides</i>	<i>Variola louti</i>
<i>Chromis leucura</i>	<i>Ostorhinchus fukuii</i>	<i>Xanthichthys sp.</i>
<i>Chromis sp.</i>	<i>Ostracion trachys</i>	<i>Xanthichthys auromarginatus</i>
<i>Cyprinocirrhites polyactis</i>	<i>Oxycheilinus arenatus</i>	<i>Xanthichthys lineopunctatus</i>
<i>Dascyllus trimaculatus</i>	<i>Oxycirrhites typus</i>	<i>Xyrichtys sp.</i>
<i>Dendrochirus sp.</i>	<i>Paracaesio xanthura</i>	<i>Zanclus cornutus</i>
<i>Dendrochirus biocellatus</i>	<i>Parapercis sp.</i>	
<i>Diodon hystrix</i>	<i>Parapercis robinsoni</i>	
<i>Dunckerocampus boylei</i>	<i>Parupeneus cyclostomus</i>	
<i>Dunckerocampus multiannulatus</i>	<i>Parupeneus heptacanthus</i>	
<i>Ecsenius midas</i>	<i>Parupeneus macronemus</i>	
<i>Epinephelus fasciatus</i>	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	
<i>Epinephelus flavocaeruleus</i>	<i>Parupeneus ciliatus</i>	
<i>Epinephelus tukula</i>	<i>Parupeneus trifasciatus</i>	

Tableau 5. 136 espèces de poissons ont été identifiées par photos et vidéos lors du programme MesoRun

Un total de 136 espèces a pu être comptabilisé (Tab. 5). Certaines sont uniquement décrites sous leur nom de genre, car les photographies n'ont pas permis de les identifier à l'espèce.

81 d'entre-elles, soit 59 %, sont généralement décrites comme des espèces typiquement coralliennes que l'on retrouve sur les récifs à faible profondeur, telles que le poisson papillon

Chaetodon guttatissimus, le poisson soldat *Sargocentron diadema* ou le zangle *Zanclus cornutus*. On montre ici qu'elles fréquentent aussi la zone mésophotique.

A l'inverse, 40 d'entre-elles, soit 29 %, sont des espèces typiquement mésophotiques qui ne sont pas présentes sur les récifs de faible profondeur, comme le poisson papillon *Chaetodon mitratus*, le barbier *Pseudanthias pulcherrimus* ou le labre *Bodianus opercularis*.

Inventaire par familles

Une analyse par familles et par nombre d'espèces de chaque famille, permet de mieux appréhender la structure des peuplements dans cette zone mésophotique (Tab. 6).

Familles	Nombres d'espèces
Serranidae	17
Labridae	12
Chaetodontidae	10
Balistidae	8
Scorpaenidae	8
Holocentridae	7
Mullidae	7
Pomacanthidae	7
Pomacentridae	6
Muraenidae	6
Lutjanidae	5
Caesionidae	4
Carangidae	4
Lethrinidae	4
Monacanthidae	4
Acanthuridae	3
Gobiidae	3
Apogonidae	2
Cirrhitidae	2
Microdesmidae	2
Pinguipedidae	2
Syngnathidae	2
Synodontidae	2
Blenniidae	1
Diodontidae	1
Malacanthidae	1
Ostraciidae	1
Priacanthidae	1
Scaridae	1
Scombridae	1
Sphyrnidae	1
Zanclidae	1

Tableau 6. Nombres d'espèces parmi les 32 familles de poissons recensés par photos et vidéos

Un total de 32 familles a pu être observé pour les 136 espèces recensées (Tab. 6). Les familles les mieux représentées sont les Serranidae (mérus), avec 17 espèces comptabilisées (dont 8 Anthiinae), suivi des Labridae (girelles), avec 12 espèces répertoriées, puis des Chaetodontidae (papillons), avec 11 espèces. Ce classement est différent de celui des récifs de faible profondeur

où les Pomacentridae (demoiselles), les Labridae et les Chaetodontidae sont généralement les familles les mieux représentées, alors que les Serranidae (mérus) présentent souvent une diversité spécifique plus faible (Werner et Allen, 1998).

On note l'observation d'une seule espèce de Scaridae, *Scarus caudofasciatus* (Photo 12), alors que cette Famille compte une quinzaine d'espèces répertoriées sur les récifs de La Réunion (Fricke *et al.*, 2009). Tous ces poissons sont habituellement décrits comme herbivores strictes. Il serait alors intéressant d'étudier le régime alimentaire de cette espèce en particulier pour savoir si elle trouve de la nourriture en zone mésophotique ou si elle n'y fait que des incursions.



Photo 12. Le poisson perroquet *Scarus caudofasciatus* a été observé en zone mésophotique à La Réunion entre 85 et 110 m de profondeur

Espèces non décrites et espèces nouvelles

9 espèces n'avaient pas encore été observées dans les études précédentes (Fricke *et al.*, 2009) et viennent donc compléter l'inventaire ichthyologique de La Réunion (Tab. 7 ; photos 13, 14, 15 et 16) (Mulochau *et al.* soumis pour publication).

Genres - Espèces
<i>Canthigaster tyleri</i>
<i>Dunckerocampus boylei</i>
<i>Gymnothorax aff. breedeni</i>
<i>Halichoeres trispilus</i>
<i>Hoplolatilus cuniculus</i>
<i>Luzonichthys waitei</i>
<i>Ostorhinchus fukuii</i>
<i>Plectranthias winniensis</i>
<i>Priolepis nocturna</i>
<i>Pterocaesio lativittata</i>
<i>Chromis sp.*</i>

Tableau 7. 9 espèces non répertoriées dans l'inventaire des poissons de La Réunion ont été recensées (d'après Fricke *et al.*, 2009) - * espèce potentiellement nouvelle pour la science

On note la présence possible de la murène *Gymnothorax aff. breedeni* (Photos 13 à gauche) qui n'avait jamais été observée à La Réunion et qui présente ici un morphe très particulier. Un prélèvement est nécessaire pour confirmer qu'il s'agit bien de cette espèce. Il faut aussi souligner la présence de *Pterocaesio lativittata* (Photos 13 au centre) qui vit habituellement en Indonésie ou celle d'*Ostorhinchus fukuii* (Photo 13 à droite) qui n'a jamais été répertoriée, alors qu'elle est relativement abondante et fréquente en zone mésophotique.



Photos 13. Trois espèces recensées en zone mésophotique et jamais observées à La Réunion : *Gymnothorax aff. breedeni* (à gauche), *Pterocaesio lativittata* (au milieu) et *Ostorhinchus fukuii* (à droite)

Parmi ces nouvelles espèces de poissons, l'une d'elles est vraisemblablement nouvelle pour la science (Tab. 7). Elle est indiquée par son probable nom de genre *Chromis* sp. (Photos 14). Pour pouvoir l'identifier et la décrire, il serait nécessaire d'en prélever quelques individus, car les supports photographiques ne permettent pas une identification définitive.



Photo 14. *Chromis* sp., espèce non identifiée, probablement nouvelle pour la science

Les espèces rares

Quelques espèces peu communes absentes ou déjà présentes dans la liste des poissons de La Réunion, rarement observées sur les habitats proche de la surface, comme *Neoniphon aurolineatus*, *Dunckerocampus boylei* (nouveau pour La Réunion) *D. multiannulatus* (Photos 15), *Forcipiger longirostris*, *Hoplolatilus cuniculus* (nouveau pour La Réunion) et *Priolepis nocturna* (nouveau pour La Réunion) (Photos 16). Ces espèces semblent trouver en zone mésophotique des habitats qui leur conviennent.



Photos 15. Espèces de poissons rarement observées à La Réunion : *Neoniphon aurolineatus* (à gauche), *Dunckerocampus boylei* (au milieu) et *D. multiannulatus* (à droite)



Photos 16. Espèces de poissons rarement observés à La Réunion : *Forcipiger longirostris* en livrée noire (à gauche), *Hoplolatilus cuniculus* (au milieu) et *Priolepis nocturna* (à droite)

Analyse des régimes alimentaires

L'analyse des régimes alimentaires donne une image de la structure des peuplements de poissons (Bozec, 2006). Dans un récif corallien en bonne santé Harmelin-Vivien (1979) montre que l'ensemble des carnivores (planctonophages, invertivores et piscivores) représentent généralement entre 60 et 80 % des espèces, dont environ 50 % d'invertivores, viennent ensuite les herbivores (entre 10 et 20 %) et les omnivores (entre 10 et 20 %). Si l'habitat n'est pas modifié, ces proportions restent temporellement stables au sein d'une même région géographique (Letourneur *et al.*, 1988).

Dans notre étude, on retrouve bien environ 50 % d'espèces invertivores, mais on observe un total de carnivores (planctonophages, invertivores et piscivores) de 93 % des espèces répertoriées (Fig. 2). Les herbivores ne représentent que 1 % et les omnivores 6 %. En zone mésophotique, la structure des peuplements est donc très différente de celle des récifs coralliens de surface. La diminution de la lumière en grande profondeur est la cause principale de cette différence, avec un basculement des régimes trophiques vers les carnivores strictes (Coleman *et al.*, 2018).

On note également une très forte proportion de prédateurs (piscivores). Ils représentent ici 25 % des espèces observées, ce qui est supérieur aux valeurs habituellement notées sur les récifs coralliens de la zone qui varient entre 7 et 22 % selon les sites (Wickel *et al.*, 2014, Bruggmann *et al.*, 2016). Beaucoup de ces espèces ont par ailleurs un grand intérêt commercial, comme les Serranidae (mérus) ou les Carangidae (carangues), mais elles deviennent rares dans tout l'océan Indien à cause de la surpêche (Guilhaumon *et al.*, 2018).

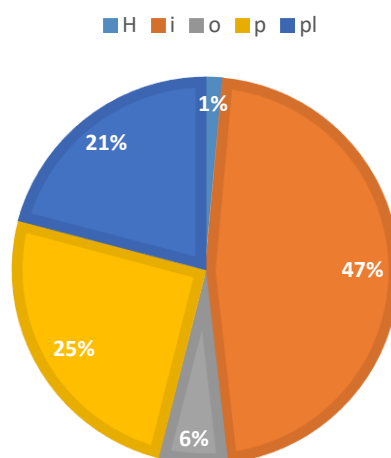


Figure 2. Régimes alimentaires (en pourcentage du nombre d'espèces) – (Herbivores, Invertivores, Omnivores, Piscivores, Planctonophages)

Vulnérabilité et statut de conservation

Parmi les espèces observées lors de cette campagne, aucune d'entre elles ne fait l'objet d'un classement sur la liste rouge des espèces menacées établit par l'UICN (Union International pour la Conservation de la Nature).

Une étude récente effectuée dans les mêmes conditions sur les pentes des récifs de Mayotte fait état de 7 espèces considérées comme en danger par l'UICN (*Sphyrna lewini*, *Carcharhinus albimarginatus*, *Carcharhinus amblyrhynchos*, *Galeocerdo cuvier*, *Nebrius ferrugineus*, *Taeniurops meyeri* et *Epinephelus lanceolatus*) (Durville, 2020). On aurait dû les retrouver dans cette étude MesoRun, car elles figurent parmi les espèces présentes à La Réunion et les sites échantillonnés correspondent à leur habitat. Il se peut alors que ces espèces aient totalement disparues des eaux réunionnaises ou soient devenues très rares pour que l'on ne puisse plus les observer.

Il est tout de même à noter la présence d'une grosse espèce de Serranidae (mérrou), *Epinephelus tukula* (Photo 17), photographiée sur plusieurs sites profonds, alors qu'elle a pratiquement disparu des récifs de surface. La zone mésophotique représenterait donc un refuge pour ces derniers représentants et un potentiel de résilience si la pression de pêche venait à diminuer.



Photo 17. *Epinephelus tukula*, « mérrou patate », observée sur les pentes du volcan et en Baie de Saint-Leu, vers 100 m de profondeur

Habitats et aires de répartition

Toutes les observations de cette campagne ont été réalisées à une profondeur supérieure à 50 m et jusqu'à 121 m. Or, 59 % des espèces répertoriées ici sont généralement décrites, dans la littérature et dans les bases de données, comme typiquement coralliennes et vivant à faibles profondeurs. Une révision s'impose donc et le tableau 8 montre bien que beaucoup de valeurs ne correspondent pas. Il y a des différences flagrantes sur au moins 33 espèces (surlignées dans le tableau 8), exemple des *Chaetodon blackburnii* ou *Chaetodon guttatissimus* décrites à une profondeur maximale de 30 m, alors que nous les avons observées, à plusieurs reprises, sur les sites de Saint-Leu ou de Sainte-Rose à 75, 83 et 85 m. Des murènes (*Genre Gymnothorax*) décrites comme évoluant à moins de 50 m de profondeur ont été observées à plus de 100 m.

Il est possible que pour les différences de profondeur marquées, nous ayons à faire à des espèces non encore décrites très proches de celles évoluant près la surface. C'est peut-être le cas par exemple de *Chromis fieldi* donnée pour 36/40 m de profondeur maximum, pour *Ostracion trachys* avec 30 m de profondeur max. ou *Thalassoma genivittatum* qui n'évoluerait que jusqu'à 25 m. Il pourrait exister des espèces génétiquement proches qui n'évolueraient qu'en zone mésophotique et qui pourraient être confondues avec celles vivant près de la surface. Seuls des échantillons pourraient confirmer cette hypothèse.

Genres - Espèces	FishB.	Myers	Genres - Espèces	FishB.	Myers	Genres - Espèces	FishB.	Myers
<i>Acanthurus dussumieri</i>	130	130	<i>Epinephelus flavocaeruleus</i>	150	150	<i>Parupeneus macronemus</i>	40	25
<i>Acanthurus thompsoni</i>	119	75	<i>Epinephelus tukula</i>	400	150	<i>Parupeneus pleurostigma</i>	120	46
<i>Amblyeleotris sp.</i>			<i>Forcipiger flavissimus</i>	145	114	<i>Parupeneus ciliatus</i>	91	?
<i>Anampses lineatus</i>	45	42	<i>Forcipiger longirostris</i>	200	60	<i>Parupeneus trifasciatus</i>	80	80
<i>Aphareus furca</i>	122	122	<i>Genicanthus caudovittatus</i>	70	70	<i>Pervagor janthinosoma</i>	20	20
<i>Aphareus rutilans</i>	330	?	<i>Gnathodentex aurolineatus</i>	30	30	<i>Pervagor sp.</i>		
<i>Apolemichthys guezeti</i>	80	80	<i>Gymnocranius sp.</i>			<i>Plectranthias inermis</i>	65	?
<i>Apolemichthys trimaculatus</i>	60	40	<i>Gymnocranius grandoculis</i>	170	100	<i>Plectranthias winniensis</i>	116	?
<i>Aprion virescens</i>	180	180	<i>Gymnosarda unicolor</i>	250	100	<i>Pomacanthus imperator</i>	100	70
<i>Balistoides conspicillum</i>	75	75	<i>Gymnothorax breedeni</i>	40	25	<i>Priacanthus hamrur</i>	250	250
<i>Bodianus anthioides</i>	60	60	<i>Gymnothorax favagineus</i>	50	35	<i>Priolepis nocturna</i>	30	?
<i>Bodianus bimaculatus</i>	60	60	<i>Gymnothorax javanicus</i>	50	46	<i>Pseudanthias bimarginatus</i>	65	?
<i>Bodianus macrourus</i>	40	40	<i>Gymnothorax meleagris</i>	50	36	<i>Pseudanthias cooperi</i>	91	60
<i>Bodianus opercularis</i>	75	100	<i>Gymnothorax nudivomer</i>	271	165	<i>Pseudanthias evansi</i>	40	40
<i>Bryaninops sp.</i>			<i>Gymnothorax sp.</i>			<i>Pseudanthias pulcherrimus</i>	70	?
<i>Canthigaster smithae</i>	40	37	<i>Halichoeres trispilus</i>	56	56	<i>Pseudanthias squamipinnis</i>	55	20
<i>Canthigaster tyleri</i>	40	40	<i>Heniochus acuminatus</i>	178	75	<i>Pseudocheilinus evanidus</i>	60	40
<i>Caranx lugubris</i>	354	?	<i>Heniochus monoceros</i>	30	25	<i>Pseudodax moluccanus</i>	60	40
<i>Caranx melampygus</i>	190	190	<i>Hoplolatilus cuniculus</i>	115	115	<i>Pterocaesio lativittata</i>	50	40
<i>Centropyge acanthops</i>	40	40	<i>Iracundus signifer</i>	110	10	<i>Pterocaesio tile</i>	60	?
<i>Centropyge bispinosa</i>	60	45	<i>Labroides dimidiatus</i>	40	40	<i>Pterois antennata</i>	86	50
<i>Centropyge debelius</i>	90	90	<i>Lethrinus sp.</i>			<i>Pterois miles</i>	85	50
<i>Cephalopholis aurantia</i>	300	250	<i>Lutjanus bengalensis</i>	30	30	<i>Rhinecanthus cinereus</i>	50	?
<i>Cephalopholis nigripinnis</i>	60	40	<i>Lutjanus kasmira</i>	265	265	<i>Sargocentron diadema</i>	60	30
<i>Cephalopholis polleni</i>	120	120	<i>Lutjanus notatus</i>	50	40	<i>Saurida gracilis</i>	135	135
<i>Cephalopholis spiloparaea</i>	108	108	<i>Luzonichthys waitei</i>	55	35	<i>Scarus caudofasciatus</i>	40	40
<i>Chaetodon blackburnii</i>	30	30	<i>Mulloidichthys flavolineatus</i>	76	35	<i>Scorpaenopsis sp.</i>		
<i>Chaetodon guttatissimus</i>	25	30	<i>Myripristis berndti</i>	159	50	<i>Scorpaenopsis oxycephalus</i>	400	35
<i>Chaetodon dolosus</i>	200	200	<i>Myripristis chryseres</i>	350	235	<i>Sebastapistes sp.</i>		
<i>Chaetodon kleinii</i>	60	60	<i>Myripristis vittata</i>	80	80	<i>Seriola rivoliana</i>	245	160
<i>Chaetodon madagaskariensis</i>	120	120	<i>Myripristis sp.</i>			<i>Seriola sp.</i>		
<i>Chaetodon mitratus</i>	80	68	<i>Naso hexacanthus</i>	150	137	<i>Sphyrna barracuda</i>	100	?
<i>Chromis axillaris</i>	80	?	<i>Nemateleotris decora</i>	70	70	<i>Sufflamen bursa</i>	90	90
<i>Chromis chrysur</i>	45	45	<i>Nemateleotris magnifica</i>	70	61	<i>Sufflamen chrysopterus</i>	30	30
<i>Chromis fieldi</i>	40	36	<i>Neoniphon aurolineatus</i>	188	160	<i>Sufflamen fraenatus</i>	186	186
<i>Chromis leucura</i>	119	119	<i>Ostichthys kaianus</i>	640	?	<i>Synodus binotatus</i>	88	30
<i>Chromis sp.</i>			<i>Ostorhinchus apogonoides</i>	60	30	<i>Thalassoma genivittatum</i>	25	20
<i>Cyprinocirrhites polyactis</i>	132	132	<i>Ostorhinchus fukuui</i>	60	?	<i>Variola albimarginata</i>	200	100
<i>Dascyllus trimaculatus</i>	55	55	<i>Ostracion trachys</i>	30	30	<i>Variola louti</i>	300	150
<i>Dendrochirus biocellatus</i>	40	40	<i>Oxycheilinus arenatus</i>	60	46	<i>Xanthichthys auromarginatus</i>	150	147
<i>Dendrochirus sp.</i>			<i>Oxycirrhites typus</i>	100	100	<i>Xanthichthys lineopunctatus</i>	50	?
<i>Diodon hystrix</i>	50	25	<i>Paracaesio xanthura</i>	250	100	<i>Xanthichthys sp.</i>		
<i>Dunckerocampus dactylophorus</i>	56	56	<i>Parapercis sp.</i>			<i>Xyrichtys sp.</i>		
<i>Dunckerocampus</i>	45	45	<i>Parapercis robinsoni</i>	55	?	<i>Zanclus cornutus</i>	182	182
<i>Ecsenius midas</i>	40	30	<i>Parupeneus cyclostomus</i>	125	92			
<i>Epinephelus fasciatus</i>	160	160	<i>Parupeneus heptacanthus</i>	350	350			

Tableau 8. Profondeurs maximales (en m) de l'aire de répartition des espèces, indiquées dans la base de données FishBase et dans un ouvrage de référence (Lieske et Myers, 1995) – Les différences les plus marquées par rapport à nos observations sont surlignées

Structure du peuplement ichthyologique de la zone mésophotique

Le programme MesoMay (Mulochau et al., 2019 et 2020) en zone mésophotique à Mayotte, s'est déroulé dans des conditions similaires au programme MesoRun, ce qui nous permet de comparer les caractéristiques des peuplements ichthyologiques de la zone mésophotique.

Le tableau 9 montre qu'il existe de grandes similitudes entre les 2 études. Hormis le nombre d'espèces et de familles supérieures à Mayotte par le fait d'un effort d'échantillonnage plus important, on retrouve les mêmes familles principales, les mêmes proportions d'espèces typiquement coralliennes, les mêmes proportions d'espèces typiquement mésophotiques et presque exactement les mêmes proportions de carnivores et de prédateurs. Le peuplement est très similaire sur ces 2 sites d'étude et semble caractéristique de la zone mésophotique. En revanche, aucune espèce emblématique bénéficiant d'un statut de protection n'a été échantillonnée sur ce programme MesoRun. Elles sont, par conséquent, rares ou absentes des sites explorés.

	MesoMay	MesoRun
Nbr de documents analysés	1000 images – 60 films	500 images – 60 films
Nbr d'espèces	254	136
Nbr de Familles	49	32
Familles principales	Labridae - Serranidae	Serranidae - Labridae
Proportion espèces coralliennes	56 %	59 %
Proportion espèces mésophotiques	21 %	29 %
Proportion de carnivores	93 %	93 %
Proportion de prédateurs	24 %	25 %
Nbr d'espèces protégées (UICN)	7	0

Tableau 9. Caractéristiques des peuplements ichthyologiques de la zone mésophotique, sur les sites de Mayotte (MesoMay) et ceux de La Réunion (MesoRun)

Conclusion

A l'heure actuelle, l'inventaire des poissons marins de La Réunion fait état de 1090 espèces pour 160 familles (Fricke *et al.*, 2009). Nous en avons observé ici 12 % d'entre elles. Malgré le fait que ce recensement, réalisé par 6 auteurs, compile de nombreuses études depuis 50 ans, nous avons pu rajouter à cet inventaire 13 espèces qui n'avaient jamais été mentionnées, dont probablement 1 nouvelle pour la science. Ceci montre bien l'intérêt d'explorer des zones inédites et de nouveaux habitats qui abritent des espèces peu connues.

L'étude des régimes alimentaires montre une structure des peuplements essentiellement constituée de carnivores (93 % des espèces). La raréfaction des végétaux en grande profondeur explique cette composition trophique peu structurée, contrairement aux récifs de surface qui comptent une plus grande diversité de régimes alimentaires (Sandin et Sala, 2012). Le peuplement mésophotique serait donc plus fragile et moins résistant à certaines pressions (prélèvements,

pollution, modification de l'habitat...), à l'inverse des peuplements de surface beaucoup plus diversifiés et capables de s'adapter (Wickel *et al.*, 2014).

Certaines espèces observées lors de cette campagne ont une forte valeur halieutique, comme les Serranidae (mérus), les Lutjanidae (lutjans) ou les Carangidae (carangues, sérioles). Elles sont rares sur les récifs de surface, car victimes de la surpêche. Le fait de pouvoir encore les observer sur les tombants profonds de La Réunion témoigne d'une relative préservation de ces écosystèmes. La grande profondeur et la difficulté d'accès constituent, pour l'instant, un frein à leurs captures. La zone mésophotique représenterait donc, à l'instar des monts sous-marins, un dernier refuge pour ces espèces très exploitées (Durville *et al.*, 2020).

On montre également que pour beaucoup d'espèces récifales, la limite d'aire de répartition en profondeur est largement sous-estimée dans la littérature. Certaines sont en fait également acclimatées aux milieux plus profonds et font donc partie de ces espèces rustiques et ubiquistes dont les populations s'adaptent à des habitats différents. Elles peuvent alors être considérées comme moins vulnérables que d'autres dont l'aire de répartition se restreint aux zones peu profondes. Cette information est essentielle dans une approche de conservation au niveau spécifique, car elle permet de mieux cibler les espèces fragiles.

Les similitudes avec d'autres études analogues sur les poissons de la zone mésophotique voudraient dire, que sur ce programme MesoRun, l'effort d'échantillonnage a été suffisamment pertinent pour obtenir l'essentiel de l'information. Le nombre d'espèces échantillonnées reste limité par rapport aux récifs de surface, mais Costelo et Chaudhary (2017) montrent bien que la biodiversité diminue avec la profondeur et il est probable que nous ayons listé ici une grande partie du peuplement vivant dans cette zone. Mise à part quelques grandes espèces emblématiques qui n'ont pas été répertoriées et ont probablement pratiquement disparues des eaux réunionnaises, le reste du peuplement observé dans cette étude est caractéristique de la zone mésophotique et se retrouve sur d'autres sites de l'océan Indien.

3.2.1.2 Détection des poissons par l'ADN environnemental (ADNe)

Les prélèvements d'eau en zone mésophotique sur les sites échantillonnés ont permis de rechercher les séquences d'ADN des poissons présentes dans l'eau (cf. chapitre méthodes).

Un total de 525 taxons a été détecté à l'aide des amorces universelles de poissons et de vertébrés (respectivement 279 et 246 chacune). La richesse taxonomique moyenne de l'ADN détecté avec les amorces de poissons était de 69,8 et variait de 36 à 96 et celle détectée avec des amorces de vertébrés était de 61,4 et variait de 43 à 101 (cf. rapport Nature Metrics ci-dessous). Les résultats du laboratoire indiquent que :

- les séquences les plus abondantes détectées avec les amorces de poissons appartiennent au genre *Luzonichthys* sp., alors que les séquences les plus abondantes détectées avec les amorces de vertébrés appartiennent au genre *Pseudanthias* sp.
- Les espèces les plus fréquemment détectées à l'aide des amorces des poissons sont *Myripristis chryseres*, *Pseudanthias randalli*, *Luzonichthys* sp. 1 et *Luzonichthys* sp. 2, *Pseudanthias* sp. 1, *Pseudanthias* sp. 2, et un Serranidae sp. Celles les plus fréquemment détectées avec les amorces de vertébrés sont *Myripristis berndti*, *Pseudanthias* sp. 1, et *Pseudanthias* sp. 2.
- Les analyses des séquences d'ADNe provenant des amorces universelles utilisées dans cette étude ont permis de détecter 72 familles et 185 genres de poissons (Tab. 10)
- L'ADN d'espèces d'intérêt commercial et listées sur la liste rouge de l'UICN ont été détectés comme *Lethrinus mahsena* (En Danger) et *Thunnus obesus* (Vulnérable).

Familles	Genres	Genres	Genres
Acanthuridae	Abalistes	Gonorynchus	Pterocaesio
Apogonidae	Abudefduf	Gonostoma	Pterois
Atherinidae	Acanthocybium	Gracila	Rexea
Balistidae	Acanthurus	Gymnocranius	Rhinecanthus
Belonidae	Aluterus	Gymnosarda	Robinsia
Blenniidae	Amblyeleotris	Gymnothorax	Ruvettus
Bothidae	Amioides	Halichoeres	Sargocentron
Bramidae	Ammolabrus	Hemiramphus	Saurida
Caesionidae	Anampses	Heniochus	Scarus
Callionymidae	Aphareus	Heteroconger	Scomber
Carangidae	Apolemichthys	Hoplolatilus	Scorpaenodes
Chaetodontidae	Aporops	Hygophum	Scorpaenopsis
Chlopsidae	Ariosoma	Hypoatherina	Scuticaria
Chlorophthalmidae	Arnoglossus	Iniistius	Selar
Cirrhitidae	Arothron	Katsuwonus	Seriola
Congridae	Astronesthes	Kuhlia	Siganus
Coryphaenidae	Atherinomorus	Kyphosus	Sphyraena
Dasyatidae	Auxis	Lagocephalus	Sphyrna
Derichthyidae	Balistoides	Lampanyctus	Stegastes
Diodontidae	Benthodesmus	Lampris	Sufflamen
Emmelichthyidae	Benthoesema	Lepidozygus	Synanceia
Exocoetidae	Bodianus	Lestrolepis	Synodus
Fistulariidae	Bolinichthys	Lethrinus	Taenianotus
Gempylidae	Bothus	Liopropoma	Taeniura
Gerreidae	Brotula	Lophonectes	Tetrosomus
Gobiidae	Callionymus	Lutjanus	Thalassoma
Gonorynchidae	Calotomus	Luzonichthys	Thunnus
Gonostomatidae	Cantherhines	Mimoblennius	Tylosurus
Hemiramphidae	Canthigaster	Moringua	Upeneus
Holocentridae	Carangoides	Mulloidichthys	Uranoscopus
Istiophoridae	Caranx	Myrichthys	Uroconger
Kuhliidae	Centropyge	Myripristis	Uropterygius
Kyphosidae	Cephalopholis	Naso	Valenciennea
Labridae	Ceratoscopelus	Nealotus	Vanderhorstia
Lampridae	Cercamia	Nemateleotris	Variola
Lethrinidae	Chaetodon	Neomerinthe	Vinciguerria
Lutjanidae	Cheilinus	Neoniphon	Xanthichthys
Malacanthidae	Chilomycterus	Nessorhamphus	Xiphias
Microdesmidae	Chlorophthalmus	Novaculops	Zanclus
Monacanthidae	Chlorurus	Odontanthias	Zembrasoma
Moridae	Choerodon	Odonus	
Moringuidae	Chromis	Ostichthys	
Mullidae	Cirrhilabrus	Ostorhinchus	
Muraenidae	Cirripectes	Ostracion	
Myctophidae	Coris	Oxycheilinus	
Ophichthidae	Coryphaena	Paracaesio	
Ophidiidae	Crossorhombus	Paracirrhites	
Ostraciidae	Ctenochaetus	Parapercis	
Paralepididae	Cyclichthys	Parexocoetus	
Pempheridae	Cyprinocirrhites	Parupeneus	
Phosichthyidae	Dasyatis	Pelagocephalus	
Pinguipedidae	Decapterus	Pempheris	
Plotosidae	Diaphus	Pervagor	
Pomacanthidae	Diodon	Platybelone	
Pomacentridae	Diplophos	Plectranthias	
Priacanthidae	Echidna	Plectroglyphidodon	
Scaridae	Ecsenius	Plectrypops	
Scorbridae	Eleutherochir	Pleurosicya	
Scorpaenidae	Emmelichthys	Plotosus	
Serranidae	Enchelycore	Pogonoperca	
Siganidae	Enchelynassa	Pollichthys	
Sphyraenidae	Enneapterygius	Pomacanthus	
Sphyrnidae	Epibulus	Pomachromis	
Stomiidae	Epinephelus	Priacanthus	
Synanceiidae	Euleptorhamphus	Pristiapogon	
Synodontidae	Eumegistus	Pristicon	
Tetraodontidae	Euthynnus	Pristipomoides	
Trichiuridae	Eviota	Promethichthys	
Tripterygiidae	Fistularia	Pseudanthias	
Uranoscopidae	Forcipiger	Pseudobalistes	
Xiphiidae	Genicanthus	Pseudocheilinus	
Zanclidae	Gnathodentex	Pseudodax	

Tableau 10. Familles et genres de poissons détectés par les analyses ADNe sur les sites échantillonnés en zone mésophotique lors du programme MesoRun – En rouge les genres absents de la liste des poissons de La Réunion et jamais décrits ou observés à La Réunion

L'ensemble des résultats du laboratoire NatureMetrics <https://www.naturemetrics.co.uk/> est présenté dans le rapport ci-dessous.

METABARCODING RESULTS

Order number: 101566
Company: SASU BIORECIF
Contact: Thierry Mulochau and Natacha Nikolic
Project: Reunion Islands
Sample type: NatureMetrics eDNA disk filter
Date of report: 27 April 2021

Number of samples: 8

Thank you for sending your samples for analysis by NatureMetrics. Your samples have been **metabarcoded** following our eDNA survey - Fish and eDNA survey - Vertebrates pipeline. **A taxon-by-sample table of your samples is attached to this report (101566.client_OTU table.xlsx).**

Care should be taken in interpreting the numbers in terms of relative species abundance, but a high sequence proportion can be interpreted as lending greater confidence to a detection.

Here we present an overview of the key results, followed by a more detailed report that starts with the taxonomic composition of the samples followed by a more detailed look at the steps taken to extract, amplify, sequence, and analyse your DNA. A glossary for terms in **bold** is provided at the end of the report to define key terms used within the report.

OVERVIEW OF YOUR RESULTS

- A total of 525 **OTUs**¹ were detected
 - 279 with the fish primers
 - 246 with the vertebrate primers
- Taxonomic **richness**
 - Average fish taxonomic richness was 69.8 and ranged from 36 to 96
 - Average vertebrate taxonomic richness was 61.4 and ranged from 43 to 101
- Most fish abundant **sequences**: Splitfin species (*Luzonichthys* sp.)
- Most vertebrate abundant sequences: Anthias species (*Pseudanthias* sp.)
- Most commonly detected **species**:
 - Fish assay: *Myripristis chryseres*, *Pseudanthias randalli*, *Luzonichthys* sp. 1, *Luzonichthys* sp. 2, *Pseudanthias* sp. 1, *Pseudanthias* sp. 2, and a Serranidae sp.
 - Vertebrate assay: *Myripristis berndti*, *Pseudanthias* sp. 1, *Pseudanthias* sp. 2.
- Species of interest include the **near-threatened** false killer whale (*Pseudorca crassidens*), a dolphin species (Delphinidae sp.), the **endangered** sky emperor (*Lethrinus mahsena*), and a sequence that is either bigeye tuna (*Thunnus obesus* - **vulnerable**) or yellowfin tuna

(*Thunnus albacares* - **near threatened**).

- MarVer1 and MarVer3 sequences are being analysed to be reported

¹These different operational taxonomic units are a combination of OTUs found with the fish and vertebrate primers. There is overlap between the two datasets

FULL REPORT

Sample composition

Two different markers were used to assess the fish and vertebrate diversity in your 8 samples. Combining the two datasets, a total of 525 OTUs were detected, which are available for you to view in the attached OTU table (**101566.client_OTUtable.xlsx**).

Fish assay

A total of 296 taxa were detected with the fish primers, of which 46.2% (129 taxa) were at least 99% similar to a species in the global **reference databases**, and **species** names are suggested for these taxa. The remaining taxa were identified to the lowest possible taxonomic level: 36.2% to **genus** (101 taxa), 14.7% to **family** (41 taxa), and the remainder to **order** (8 taxa). The species belong to 14 orders, 55 families, and 115 genera. Species of note include a tuna, which is either bigeye tuna (*Thunnus obesus* - **vulnerable**) or yellowfin tuna (*Thunnus albacares* - **near threatened**).

The average species richness was 69.8 and ranged from 36 (WAT20-0312) to 96 (WAT20-0305). The relative proportion of the sequences found in each of the samples is shown in **Figure 1** and **101566.client_OTUtable.xlsx** and the diversity is summarised in **Table 1** and **Table 2**.

A splitfin species (*Luzonichthys* sp.), which accounted for 33% of the total fish sequence reads, was among the most abundant in terms of sequences. Among the most commonly detected species were the *Myripristis chryseres*, *Pseudanthias randalli*, *Luzonichthys* sp. 1, *Luzonichthys* sp. 2, *Pseudanthias* sp. 1, *Pseudanthias* sp. 2, and a Serranidae sp., which were detected in all 8 samples.

Table 1. Diversity richness among the samples.

Assay	Sample ID	Classes	Order	Family	Genus	Taxa (IDed to species)
Fish	305	1	9	34	55	96 (55)
Fish	306	1	8	30	49	79 (43)
Fish	307	1	6	22	33	63 (30)
Fish	308	1	10	27	45	81 (37)
Fish	309	1	6	21	32	57 (22)
Fish	310	1	10	29	48	80 (43)
Fish	311	1	11	28	37	66 (33)

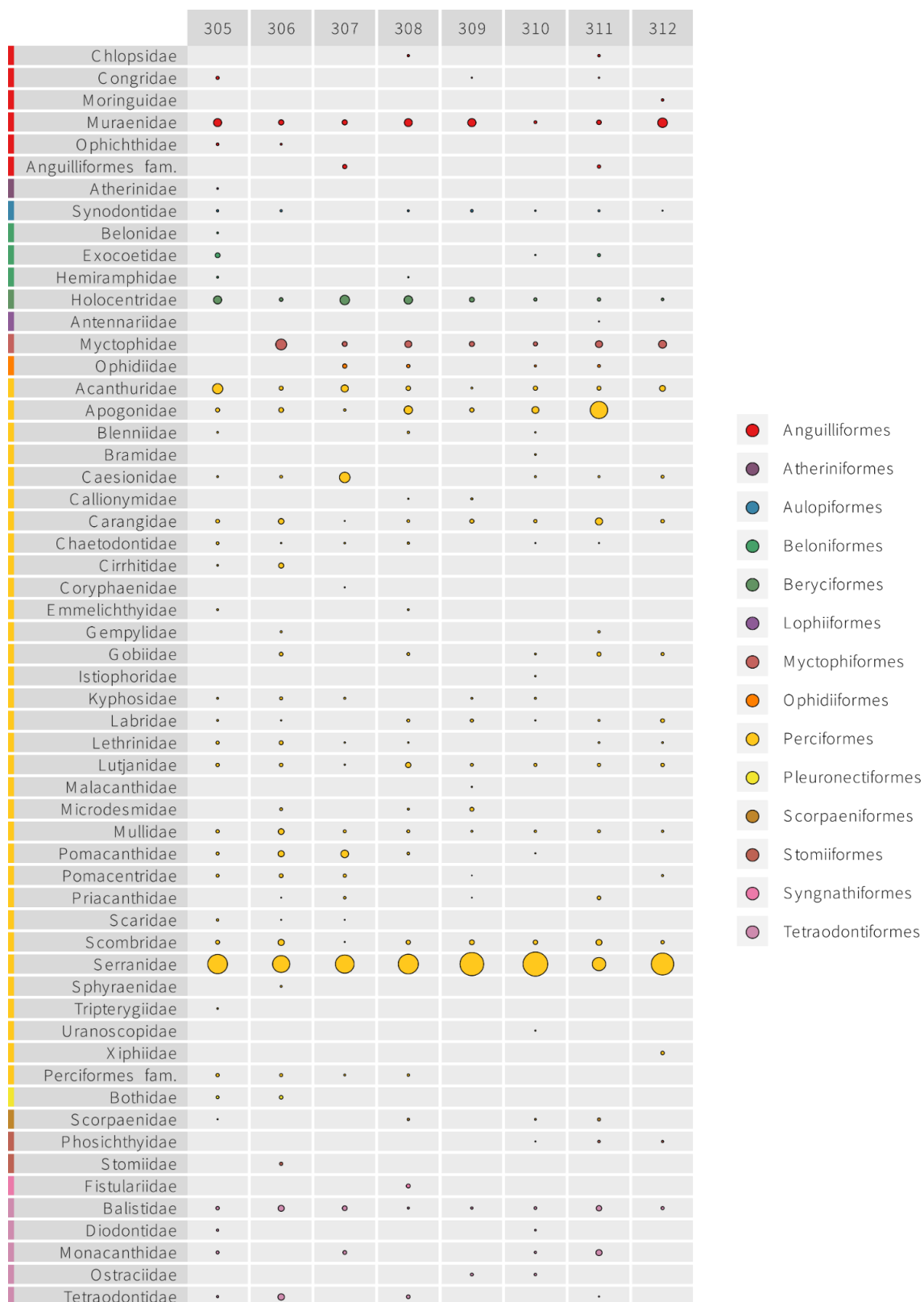


Figure 1. The proportion of the sequencing output allocated to the different fish families (rows) within each sample (columns). Each bubble per sample represents the proportion of DNA for each family for that sample. The size of the bubble is relative to the number of sequences from all families for that sample.

Table 2. The frequency of occurrence of all detected families. Numbers correspond to the number of taxa belonging to those families in those samples.

Order	Family	305	306	307	308	309	310	311	312	# samples
Anguilliformes	Chlopsidae	0	0	0	1	0	0	1	0	2
Anguilliformes	Congridae	2	0	0	0	1	0	1	0	3
Anguilliformes	Moringuidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Anguilliformes	Muraenidae	9	3	2	6	8	6	2	4	8
Anguilliformes	Ophichthidae	2	1	0	0	0	0	0	0	2
Atheriniformes	Atherinidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Aulopiformes	Synodontidae	1	4	0	1	1	2	1	1	7
Beloniformes	Belonidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Beloniformes	Exocoetidae	2	0	0	0	0	1	1	0	3
Beloniformes	Hemiramphidae	1	0	0	1	0	0	0	0	2
Beryciformes	Holocentridae	5	5	7	12	6	6	3	2	8
Lophiiformes	Antennariidae	0	0	0	0	0	0	1	0	1
Myctophiformes	Myctophidae	0	3	3	4	7	5	4	4	7
Ophidiiformes	Ophidiidae	0	0	1	1	0	1	1	0	4
Perciformes	Acanthuridae	16	4	5	5	1	5	2	1	8
Perciformes	Apogonidae	2	3	1	5	2	2	4	0	7
Perciformes	Blenniidae	1	0	0	1	0	1	0	0	3
Perciformes	Bramidae	0	0	0	0	0	2	0	0	1
Perciformes	Caesionidae	2	1	6	0	0	1	2	2	6
Perciformes	Callionymidae	0	0	0	1	1	0	0	0	2
Perciformes	Carangidae	2	2	1	2	2	4	3	1	8
Perciformes	Chaetodontidae	2	1	2	2	0	1	1	0	6
Perciformes	Cirrhitidae	1	2	0	0	0	0	0	0	2
Perciformes	Coryphaenidae	0	0	1	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Emmelichthyidae	1	0	0	1	0	0	0	0	2
Perciformes	Gempylidae	0	1	0	0	0	0	1	0	2
Perciformes	Gobiidae	0	4	0	1	0	1	1	1	5
Perciformes	Istiophoridae	0	0	0	0	0	2	0	0	1
Perciformes	Kyphosidae	1	1	2	0	1	1	0	0	5
Perciformes	Labridae	2	1	0	1	3	1	1	1	7
Perciformes	Lethrinidae	2	1	1	1	0	0	1	1	6
Perciformes	Lutjanidae	2	4	1	4	2	7	4	1	8
Perciformes	Malacanthidae	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Perciformes	Microdesmidae	0	1	0	1	1	0	0	0	3
Perciformes	Mullidae	3	3	4	5	1	3	2	1	8
Perciformes	Pomacanthidae	4	4	2	1	0	1	0	0	5
Perciformes	Pomacentridae	2	5	4	0	1	0	0	1	5
Perciformes	Priacanthidae	0	1	1	0	1	0	2	0	4

Perciformes	Scaridae	3	1	1	0	0	0	0	0	3
Perciformes	Scombridae	3	3	1	4	3	4	1	1	8
Perciformes	Serranidae	11	11	12	12	12	14	14	10	8
Perciformes	Sphyraenidae	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Tripterygiidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Uranoscopidae	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Perciformes	Xiphiidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Pleuronectiformes	Bothidae	1	1	0	0	0	0	0	0	2
Scorpaeniformes	Scorpaenidae	1	0	0	1	0	2	1	0	4
Stomiiformes	Phosichthyidae	0	0	0	0	0	1	1	1	3
Stomiiformes	Stomiidae	0	2	0	0	0	0	0	0	1
Syngnathiformes	Fistulariidae	0	0	0	2	0	0	0	0	1
Tetraodontiformes	Balistidae	3	2	1	1	1	2	6	1	8
Tetraodontiformes	Diodontidae	2	0	0	0	0	1	0	0	2
Tetraodontiformes	Monacanthidae	1	0	2	0	0	1	2	0	4
Tetraodontiformes	Ostraciidae	0	0	0	0	1	1	0	0	2
Tetraodontiformes	Tetraodontidae	1	1	0	2	0	0	1	0	4

Vertebrate assay

A total of 246 taxa were detected with the fish primers, of which 41.9% (103 taxa) were at least 99% similar to a species in the global reference databases, and species names are suggested for these taxa. The remaining taxa were identified to the lowest possible taxonomic level: 36.6% to genus (90 taxa), 13.8% to family (34 taxa), 5.7% to order (14 taxa), and the remainder to class (5 taxa). A total of 244 unique fish and 2 mammals were detected. The species belong to 17 orders, 62 families, and 123 genera. Species of interest include the **near-threatened** false killer whale (*Pseudorca crassidens*), which was detected in 1 sample (WAT20-0307), a dolphin species (Delphinidae sp.²), which was detected in 3 samples (WAT20-0305, WAT20-0306, and WAT20-0309), and the **endangered** sky emperor (*Lethrinus mahsena*³), which was detected in 1 sample (WAT20-0308).

The average species richness was 61.4 and ranged from 43 (WAT20-0309) to 101 (WAT20-0305). The relative proportion of the sequences found in each of the samples is shown in **Figure 2** and **101566.client_OTUtable.xlsx** and the diversity is summarised in **Table 3** and **Table 4**.

An anthias species (*Pseudanthias* sp.), which accounted for 18.2% of the total sequence reads, was among the most abundant in terms of sequences. Among the most commonly detected species were the blotcheye soldierfish (*Myripristis berndti*), and two *Pseudanthias* OTUs, which were detected in all 8 samples.

Table 3. Diversity richness among the samples.

Assay	Sample ID	Classes	Order	Family	Genus	Taxa (IDed to species)
Vertebrate	305	2	12	39	61	101 (46)
Vertebrate	306	2	9	30	41	66 (20)
Vertebrate	307	2	6	22	32	51 (23)
Vertebrate	308	1	9	31	39	72 (26)
Vertebrate	309	2	11	25	28	43 (13)
Vertebrate	310	1	11	29	35	58 (20)
Vertebrate	311	1	8	26	32	53 (19)

² The sequence is a perfect match to *Tursiops aduncus*, *Tursiops truncata*, *Stenella attenuata*, *Stenella longirostris*, and *Stenella coeruleoalba*, which can't be differentiated using this marker.

³ The sequence is tentatively identified. This taxon does not match the available references perfectly and may represent an unsequenced congener. Alternatively, there may be cryptic diversity within a morphological species, misidentification of reference specimens, or a combination of these.

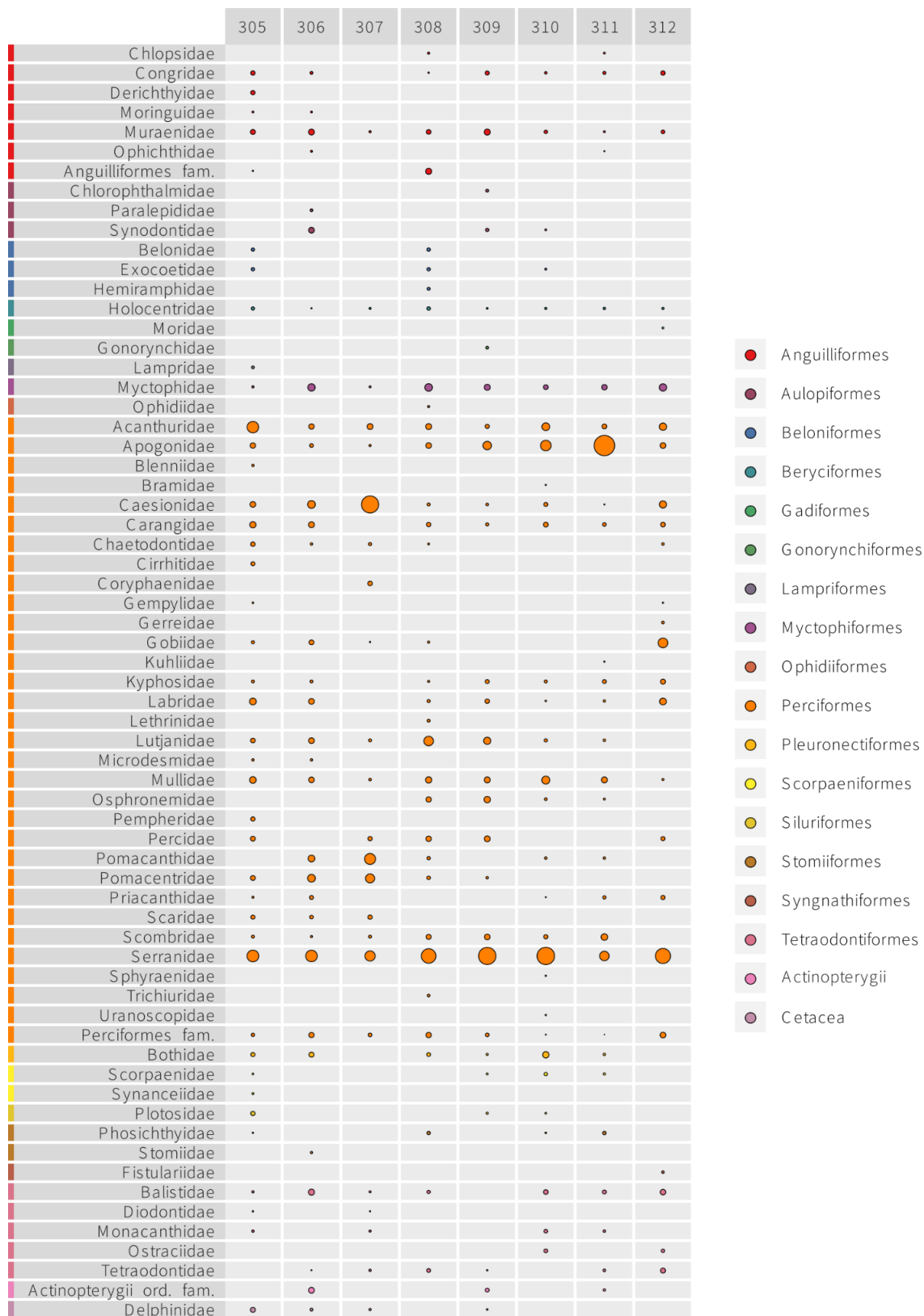


Figure 2. The proportion of the sequencing output allocated to the different vertebrate families (rows) within each sample (columns). Each bubble per sample represents the proportion of DNA for each family for that sample. The size of the bubble is relative to the number of sequences from all families for that sample.

Table 4. The frequency of occurrence of all detected families. Numbers correspond to the number of taxa belonging to those families in those samples.

Order	Family	305	306	307	308	309	310	311	312	# samples
Anguilliformes	Chlopsidae	0	0	0	1	0	0	2	0	2
Anguilliformes	Congridae	2	1	0	1	1	1	2	2	7
Anguilliformes	Derichthyidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Anguilliformes	Moringuidae	1	1	0	0	0	0	0	0	2
Anguilliformes	Muraenidae	6	3	1	4	3	3	1	1	8
Anguilliformes	Ophichthidae	0	1	0	0	0	0	1	0	2
Aulopiformes	Chlorophthalmidae	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Aulopiformes	Paralepididae	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Aulopiformes	Synodontidae	0	2	0	0	1	1	0	0	3
Beloniformes	Belonidae	1	0	0	1	0	0	0	0	2
Beloniformes	Exocoetidae	1	0	0	2	0	1	0	0	3
Beloniformes	Hemiramphidae	0	0	0	1	0	0	0	0	1
Beryciformes	Holocentridae	3	2	1	5	1	5	3	1	8
Gadiformes	Moridae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Gonorynchiformes	Gonorynchidae	0	0	0	0	1	0	0	0	1
Lampriformes	Lampridae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Myctophiformes	Myctophidae	1	4	4	6	5	2	3	4	8
Ophidiiformes	Ophidiidae	0	0	0	1	0	0	0	0	1
Perciformes	Acanthuridae	12	5	5	4	2	2	3	4	8
Perciformes	Apogonidae	3	1	1	2	2	1	2	2	8
Perciformes	Blenniidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Bramidae	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Perciformes	Caesionidae	2	2	2	1	1	2	1	2	8
Perciformes	Carangidae	2	2	0	2	1	4	2	1	7
Perciformes	Chaetodontidae	3	1	2	2	0	0	0	2	5
Perciformes	Cirrhitidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Coryphaenidae	0	0	1	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Gempylidae	1	0	0	0	0	0	0	1	2
Perciformes	Gerreidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Perciformes	Gobiidae	2	2	1	1	0	0	0	5	5

Perciformes	Lutjanidae	2	2	1	5	1	2	2	0	7
Perciformes	Microdesmidae	1	1	0	0	0	0	0	0	2
Perciformes	Mullidae	6	3	3	6	2	5	6	1	8
Perciformes	Osphronemidae	0	0	0	1	1	1	1	0	4
Perciformes	Pempheridae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Perciformes	Percidae	1	0	1	1	1	0	0	1	5
Perciformes	Pomacanthidae	0	2	5	1	0	2	1	0	5
Perciformes	Pomacentridae	4	4	5	3	1	0	0	0	5
Perciformes	Priacanthidae	1	2	0	0	0	1	1	1	5
Perciformes	Scaridae	6	1	3	0	0	0	0	0	3
Perciformes	Scombridae	2	1	2	1	2	2	4	0	7
Perciformes	Serranidae	6	5	4	7	5	8	5	6	8
Perciformes	Sphyaenidae	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Perciformes	Trichiuridae	0	0	0	1	0	0	0	0	1
Perciformes	Uranoscopidae	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Pleuronectiformes	Bothidae	2	2	0	1	1	1	1	0	6
Scorpaeniformes	Scorpaenidae	1	0	0	0	1	2	1	0	4
Scorpaeniformes	Synanceiidae	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Siluriformes	Plotosidae	1	0	0	0	1	1	0	0	3
Stomiiformes	Phosichthyidae	1	0	0	1	0	1	1	0	4
Stomiiformes	Stomiidae	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Syngnathiformes	Fistulariidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Tetraodontiformes	Balistidae	2	3	2	1	0	2	2	2	7
Tetraodontiformes	Diodontidae	1	0	1	0	0	0	0	0	2
Tetraodontiformes	Monacanthidae	2	0	1	0	0	1	1	0	4
Tetraodontiformes	Ostraciidae	0	0	0	0	0	1	0	1	2
Tetraodontiformes	Tetraodontidae	0	1	2	2	1	0	1	1	6
Cetacea	Delphinidae	1	1	1	0	1	0	0	0	4

R&D assays

Two additional primer sets were tested on these 8 samples - MarVer1 and MarVer3 from Valsecchi et al. 2020⁴. PCRs for these assays have been processed and sequenced, and data analysis is underway. Results will be appended when they are ready.

Coral eDNA assays are intended for these samples. Primers from West et al. 2021⁵, Alexander et al. 2020⁶, and Nichols and Marko 2019⁷ are currently being tested using mesocosm samples with known diversity. Additional optimisation of the primers is scheduled before use with these samples.

⁴Valsecchi, E., Bylemans, J., Goodman, S.J., Lombardi, R., Carr, I., Castellano, L., Galimberti, A. and Galli, P., 2020. Novel universal primers for metabarcoding environmental DNA surveys of marine mammals and other marine vertebrates. *Environmental DNA*, 2(4), pp.460-476.

⁵West, K.M., Adam, A.A., White, N., Robbins, W.D., Barrow, D., Lane, A. and T Richards, Z., 2021. The applicability of eDNA metabarcoding approaches for sessile benthic surveying in the Kimberley region, north-western Australia. *Environmental DNA*.

⁶Alexander, J.B., Bunce, M., White, N., Wilkinson, S.P., Adam, A.A., Berry, T., Stat, M., Thomas, L., Newman, S.J., Dugal, L. and Richards, Z.T., 2020. Development of a multi-assay approach for monitoring coral diversity using eDNA metabarcoding. *Coral Reefs*, 39(1), pp.159-171.

⁷Nichols, P.K. and Marko, P.B., 2019. Rapid assessment of coral cover from environmental DNA in Hawai'i. *Environmental DNA*, 1(1), pp.40-53.

METHODS

DNA from each filter was extracted using a commercial DNA extraction kit with a protocol modified to increase DNA yields. DNA was purified to remove PCR **inhibitors** using a commercial purification kit.

Comment: DNA yields were as expected (**Table 5**).

Purified DNAs were amplified with:

- A region of the 12S rRNA gene as part of the eDNA survey - Fish pipeline,
- A region of the 12S rRNA gene as part of the eDNA survey - Vertebrates pipeline,
- A region of the 12S rRNA gene as part of a R&D marine vertebrates (MarVer1) pipeline,
- A region of the 16S rRNA gene as part of a R&D marine vertebrates (MarVer3) pipeline.

All PCRs were performed in the presence of both a **negative control** and a **positive control** sample (a mock community with a known composition). Amplification success was determined by **gel electrophoresis**.

Comment: PCR reactions, for the four different primer sets, were consistently successful for all 8 samples. Electrophoresis bands were strong and of the expected size and no PCRs required repeating.

PCR replicates were pooled and purified, and sequencing adapters were added. Success was determined by gel electrophoresis.

Comment: All samples were successfully indexed, electrophoresis bands were strong and of the expected size. No repeat reactions were necessary.

Amplicons were purified and checked by gel electrophoresis, these were then quantified using a Qubit high sensitivity kit according to the manufacturer's protocol.

Comment: All amplicons were successfully purified and were of high yield (**Table 5**).

All purified index PCRs were pooled into a final library with equal concentrations. The final library was sequenced using an Illumina MiSeq V3 kit at 10-12 pM with a 10-20% PhiX spike in.

Table 5. The resultant concentration of purified DNA and index PCRs.

NM ID	Kit ID	Date arrived	DNA (ng/μl)	Fish (ng/μl)	Verts (ng/μl)	MarVer1 (ng/μl)	MarVer3 (ng/μl)
9627	WAT20-0305	26-Feb	10.9	11.2	7.56	13.4	11.9
9628	WAT20-0306	26-Feb	13.9	10.1	4.82	19.1	8.66
9629	WAT20-0307	26-Feb	14.2	9.4	5.18	11	6.34
9630	WAT20-0308	26-Feb	23.6	6.8	5.96	10.7	11.7
9631	WAT20-0309	26-Feb	12	5.52	6.5	9.1	7.48
9632	WAT20-0310	26-Feb	12	8.38	6.24	16.7	10.4
9633	WAT20-0311	26-Feb	13.9	8	8.38	13.2	3.9
9634	WAT20-0312	26-Feb	7.36	9.44	6.48	11.5	3.42

Comment: Both negative and positive controls were as expected. Very few sequences were discarded prior to dereplication, which is indicative of high-quality data with minimal PCR and sequencing errors. Over 970000 and 790000, high-quality sequences from the fish and vertebrate assays, respectively, were generated and used for taxonomic assignment. Sequence data

After filtering, taxonomic information was added to each OTU by means of sequence similarity searches against the NCBI *nt* reference database (GenBank). Species-level assignments were automatically retained if supported by unambiguous matches to reference sequences at ≥99%. In cases where there were equally good matches to multiple species, public records from GBIF were used to assess which were most likely to be present. Minimum similarity thresholds of 98%, 95%, and 92% were used for species-, genus- and higher-level assignments respectively. Multiple potential identifications were reported in cases that could not be resolved in this way. Note that multiple OTUs can be identified as belonging to the same species. This may be due to intraspecific genetic variation, cryptic diversity, errors in the reference databases, or artefacts from PCR or sequencing. This splitting has been resolved by collapsing the observations, but where the variation appears to have been genuine intra-specific variation this has been noted in the taxon-by-sample table (101566.client_OTUtable.xlsx). Note that unidentified or misidentified taxa can result from incomplete or incorrect reference databases, and taxa may be missed due to low quality DNA, environmental contaminants, or the dominance of other species in the sample.

The OTU table was then filtered to remove low abundance OTUs from each sample (< 0.025% or < 10 reads, whichever is the greater threshold for the sample). Results are presented for all OTUs identified at least to class level. Common contaminant sequences such as human, known food fish and livestock were then removed. Results are presented for OTUs identified to order or below. Note that unidentified or misidentified taxa can result from incomplete or incorrect reference

databases, and taxa may be missed due to low quality DNA, environmental contaminants, or the dominance of other species in the sample.

Please note that the abundance of taxa cannot be directly inferred from the proportion of total sequence reads. While the proportion of sequence reads is a consequence of abundance, it is also impacted by biomass, activity, surface area, condition, distance from the physical sample, primer bias, and species-specific variation in the genome.

END OF REPORT

Report issued by: **Dr. CuongTang**

Contact: **team@naturemetrics.co.uk**

GLOSSARY

bioinformatics

Refers to a data processing pipeline that takes the raw sequence data from **high-throughput sequencing** (often 20 million sequences or more) and transforms it into usable ecological data. Key steps for **metabarcoding** pipelines include quality filtering, trimming, merging paired ends, removal of sequencing errors such as chimeras, clustering of similar sequences into molecular operational taxonomic units (**OTUs**; each of which approximately represents a species), and matching one sequence from each cluster against a reference database. The output is a species-by-sample table showing how many sequences from each sample were identified as each species.

contaminant sequences

The sensitivity of high-throughput sequencing of eDNA means that

contamination is always a concern that needs to be minimised. The sources of contamination are threefold:

Natural Examples of natural contaminants include: frequent visitors to site, faecal discharge from predators, livestock, wastewater, and fishing bait. This type of contamination is typically unavoidable and very difficult to quantify. Sequences of this type are typically flagged and conservatively removed from the sequencing output. Typical contaminant species include cow, pig, dog, cat, sheep, etc.

Sampling Human contamination of sampling equipment can reduce the efficiency of the sequencing. This type of contamination can be minimised by stringent contamination protocols, such as PPE.

Laboratory Residual DNA can contaminate other samples

processed at the same time in other labs. At NatureMetrics this is mitigated by a designated eDNA laboratory, strict decontamination procedures, negative controls, and good laboratory practices.

eDNA

Short for 'environmental DNA'. Refers to DNA deposited in the environment through excretion, shedding, mucous secretions, saliva etc. This can be collected in environmental samples (e.g. water, sediment) and used to identify the organisms that it originated from. eDNA in water is broken down by environmental processes over a period of days to weeks. It can travel some distance from the point at which it was released from the organism, particularly in running water. eDNA is sampled in low concentrations and can be degraded (i.e. broken into short fragments), which limits the analysis options.

gel electrophoresis

The process in which DNA is separated according to size and electrical charge via an electric current, while in a gel. The process is used to confirm the successful amplification of a specific size fragment of DNA.

high-throughput sequencing

Technology developed in the 2000s that produces millions of sequences in parallel. Enables thousands of different organisms from a mixture of species to be sequenced at once, so community DNA can be sequenced. Various different technologies exist to do this, but the most commonly used platform is Illumina's MiSeq. Also known as Next-Generation Sequencing (NGS) or parallel sequencing.

inhibitors/inhibition

Naturally-occurring chemicals/compounds that cause DNA amplification to fail, potentially resulting in false negative results. Common inhibitors include tannins, humic acids and other organic compounds. Inhibitors can be overcome by either diluting the DNA (and the inhibitors) or by additional cleaning of the DNA, but dilution carries the risk of reducing the DNA concentration below the limits of detection. At NatureMetrics, inhibition is removed using a commercial purification kit.

IUCN Red List

The IUCN (International Union for the Conservation of Nature) is a global union of government and civil organisations that disseminates information to assist conservation. The IUCN Red List of Threatened Species is an inventory of the conservation status of over 100,000 species worldwide. The Red List evaluates data such as population trends, geographic range and the number of mature

individuals in order to categorise species based on their extinction risk:

Extinct (EX) - No individual of this species remains alive.

Extinct in the Wild (EW) - Surviving individuals are only found in captivity.

Critically Endangered (CE) - species faces an extremely high risk of extinction in the wild. e.g. Population size estimated at fewer than 50 mature individuals.

Endangered (E) - species faces a very high risk of extinction in the wild. e.g. Population size estimated at fewer than 250 mature individuals.

Vulnerable (V) - species faces a high risk of extinction in the wild. e.g. Population size estimated at fewer than 10,000 mature individuals and declining.

Near Threatened (NT) - species is below the threshold for any of the threatened categories (CE, E, V) but is close to this threshold or is expected to pass it in the near future.

Least Concern (LC) - species is not currently close to qualifying for any of the other categories. This includes widespread and abundant species.

Data Deficient (DD) - There is currently insufficient data available to make an assessment of extinction risk. This is not a threat category - when more data becomes available the species may be recategorised as threatened.

metabarcoding

Refers to identification of species assemblages from community DNA using barcode genes. PCR is carried out with non-specific primers, followed by high-throughput sequencing and bioinformatics processing. Can identify hundreds of species in each sample, and 100+ different samples can be processed in parallel to reduce sequencing cost.

negative control

Used to determine if PCR reactions are contaminated.

OTU

Short for Operational Taxonomic Unit, which is used to classify a group of closely related individuals. For prokaryotes, these groupings are defined using the DNA sequences and their similarities (97% similar to one another). OTUs are thought of as distinct species and unique labels are used when taxonomic identification cannot be assigned.

PCR

Short for Polymerase chain reaction. A process by which millions of

copies of a particular DNA segment are produced through a series of heating and cooling steps. Known as an 'amplification' process. One of the most common processes in molecular biology and a precursor to most sequencing-based analyses.

positive control

Used to determine whether the assay is working correctly.

primers

Short sections of synthesised DNA that bind to either end of the DNA segment to be amplified by PCR. Can be designed to be totally specific to a particular species (so that only that species' DNA will be amplified from a community DNA sample), or to be very general so that a wide range of species' DNA will be amplified. Good design of primers is one of the critical factors in DNA-based monitoring.

Reference databases

Over time, the DNA sequences of many species have been

compiled into publicly accessible databases by scientists from around the world. These databases serve as a reference against which unknown sequences can be queried to obtain a species identification. The most commonly accessed database is NCBI (National Center for Biotechnology Information), which is maintained by the US National Institute of Health. Anyone can search for DNA sequences at <https://www.ncbi.nlm.nih.gov>.

richness

Refers to the total number of species within a sample.

sequences

A DNA sequence is made up of four nucleotide bases represented by the letters A, T, C & G. The precise order of these letters is used to compare genetic similarity among individuals or species and to identify species using reference databases. In high-throughput sequencing analyses (e.g. metabarcoding), many identical copies of the same sequence are obtained for each species in the sample. The number of copies obtained per species is known as the number of sequence reads, and this is often - although not always - related to the relative abundance of the species.

taxon(s.) / taxa(pl.)

Strictly, a taxonomic group. Here we use the term to describe groups of DNA sequences that are equivalent to species. We do not use the term species because we are unable to assign complete identifications to all of the groups at this time due to gaps in the available reference databases.

Taxonomy

species (s./pl.) - A group of individuals capable of interbreeding. This is the most important taxonomic unit defined by scientists and the population trends of individual species are a key indicator in judging the effect of conservation programs. Related species are grouped together into progressively larger taxonomic units, from genus to kingdom. *Homo sapiens* (human) is an example of a species.

genus(s.) / **genera**(pl.) - A group of closely related species. Each genus can include one or more species. *Homo* is an example of a genus.

family (s.) / **families** (pl.) - A group of closely related genera. *Homo sapiens* is in the family Hominidae (great apes).

order (s.) / **orders** (pl.) - A group of closely related families. *Homo sapiens* is in the order Primates.

class (s.) / **classes** (pl.) - A group of closely related orders. *Homo sapiens* is in the class Mamm

3.2.1.3 Comparaison des richesses spécifiques ichthyologiques en zone mésophotique obtenues avec l'ADNe à celle faite par photos et vidéos

Ces analyses ont été faites par E. Corse, N. Nikolic et T. Mulochau.

La détection taxonomique par analyses des séquences d'ADNe a permis de détecter 72 familles et 185 genres de poissons (Tab. 10) alors que l'évaluation de la richesse en poissons par la méthode classique de photos et vidéos a permis de recenser 32 familles, 74 genres et 136 espèces (Tab. 5) sur les mêmes sites.

Les analyses génétiques permettent de détecter des espèces de poissons non observées sur les photos et vidéos (temps d'échantillonnage relativement faible pour les photos/vidéos ; espèces cryptiques ; migration nyctémérale de certaines espèces dans la colonne d'eau non observées en photos/vidéos ; les courants peuvent transporter l'ADNe d'espèces éloignées de la zone d'échantillonnage ; etc.), et des espèces qui n'ont jamais été observées, absentes des listes mais présentes dans les eaux réunionnaises. Cependant, certaines différences de déterminations entre les observations faites à partir des photos et les analyses de l'ADNe au sein d'un même genre amènent à prendre beaucoup de précautions sur la possibilité que certaines espèces soient effectivement nouvelles pour La Réunion. Le tableau 11 présente les espèces et genres détectés par les analyses ADNe qui n'ont jamais été observés ou décrites à La Réunion : 78 taxons sont signalés pour la première fois avec les analyses d'ADNe, certains sont probablement présents à La Réunion, notamment de espèces évoluant plus en profondeur, d'autres sont probablement confondus avec l'ADN d'espèces ou genres proches et 4 espèces qui n'avaient jamais été observées à La Réunion ont pu être confirmées par l'ADNe (en vert dans le tableau). Le tableau indique pour chaque genre ou espèce, la probabilité de leur présence dans les eaux réunionnaises. Parmi les espèces les plus fréquemment détectées par l'ADNe, *Pseudanthias randalli* est absent de la liste des poissons de La Réunion (Fricke *et al.*, 2009). Plusieurs espèces de *Pseudanthias* sont présentes à La Réunion et notamment *P. bimarginatus* et *P. pulcherrimus* qui ont déjà été observées en zone mésophotique et au cours de ce programme. La distinction des espèces par l'ADNe présentes au sein du genre *Pseudanthias* pourra se faire lorsque des amorces ciblant d'autres zones du génome auront été développées pour pouvoir discriminer les séquences au niveau intra-spécifique.

Genres - Espèces	Zones géographiques	Prof connues (m)	Avis	Probabilité de présence à La Réunion
<i>Ammolabrus dicrus</i>	Hawaï	7 - 18	Données complémentaires nécessaires pour validation du genre	Faible
<i>Aporops</i>	Indo Pacifique	1 - 15	Données complémentaires nécessaires pour validation du genre	Faible
<i>Arnoglossus</i>	Indo Pacifique		Plusieurs espèces sont présentes en zone mésophotique dans l'Indo Pacifique	Moyenne
<i>Astronesthes splendidus</i>	Indo Pacifique	1 - 800	Bathy-pélagique	Forte
<i>Astronesthes trifibulatus</i>	Indo Pacifique	0 - 670	Bathy-pélagique	Forte
<i>Bolinichthys longipes</i>	Circum tropical	50 - 1021	Bathy-pélagique - B. supralateralis présente à La Réunion	Forte
<i>Carangoides malabaricus</i>	Indo Pacific	20 - 140	Possible à La Réunion mais d'autres espèces proches	Moyenne
<i>Cephalopholis cyanostigma</i>	Pacific ouest	1 - 50	D'autres sp de Cephalopholis à La Réunion	Faible
<i>Cephalopholis urodeta</i>	Indo-Pacifique	1 - 60	C. nigripinnis à La Réunion	Faible
<i>Ceratoscopelus maderensis</i>	Atlantic	51 - 1480	Bathy pélagique - Une autre espèce à La Réunion : C. warmingii	Forte
<i>Ceratoscopelus townsendi</i>	Circum global	100 - 500	Bathy pélagique - Une autre espèce à La Réunion : C. warmingii	Forte
<i>Cercamia</i>	Indo-Pacifique	2 - 42	Données complémentaires nécessaires pour validation du genre	Moyenne
<i>Chaetodon austriacus</i>	Mer Rouge et Golf d'Aden	1 - 15	Confusion avec une espèce proche ?	Faible
<i>Chaetodon xanthurus</i>	Indonésie et Philippines	6 - 50	Confusion avec une espèce proche ? C. madagaskariensis présente à La Réunion	Faible
<i>Chlorophthalmus nigromarginatus</i>	Indonésie/Australie	184 - 285	Une autre sp dans la zone : C. agassizi	Moyenne
<i>Chromis bami</i>	Pacific E et central	12 - 45	D'autres sp de Chromis à La Réunion	Faible
Chromis lepidolepis	Indo Pacific	2 - 43	Présente à La Réunion (absente de la liste Fricke et al (2009))	Présente
<i>Crossorhombus valderostratus</i>	Indo Pacific ouest	35 - 146	Absent et pas d'autres espèces de ce genre à La Réunion	Moyenne
<i>Dasyatis tortonesei</i>	Méditerranée	100 - 200	Espèce connue seulement en méditerranée. D'autres sp de ce genre à la Réunion	Faible
<i>Decapterus maruadsi</i>	Indo Pacific ouest	0 - 20	Deux autres espèces à La Réunion D. macararellus, D. kurroides	Moyenne
<i>Diaphus brachycephalus</i>	Circum global	200 - 600	D. knappi présent à La Réunion	Forte
<i>Diaphus garmani</i>	Circum global	0 - 2091	D. knappi présent à La Réunion	Forte
<i>Diaphus perspicillatus</i>	Circum global	0 - 1500	D. knappi présent à La Réunion	Forte
<i>Diaphus splendidus</i>	Circum global	0 - 8000	D. knappi présent à La Réunion	Forte
<i>Diplophos taenia</i>	Circum global	0 - 1594	Bathy pélagique	Forte
<i>Echidna xanthospilos</i>	Indo-Pacific ouest	?	D'autres sp d'Echidna à la Réunion : E. nebulosa et E. polyzona	Moyenne
<i>Eleutherochir</i>	Indo-Pacific ouest	0 - 5	Callionymus aagilis présent à La Réunion	Moyenne
<i>Emmelichthys karnellai</i>	Pacifique central	128 - 275		Moyenne
<i>Epinephelus areolatus</i>	Indo Pacifique	6 - 200	D'autres sp d'Epinephelus à La Réunion	Faible
<i>Epinephelus cyanopodus</i>	Pacifique ouest	2 - 150	Espèce proche présente à La Réunion : E. flavocaeruleus	Faible
<i>Euleptorhamphus viridis</i>	Indo Pacifique	0 - 1	Espèce proche présente à La Réunion : Hemiramphus far	Moyenne
<i>Gonostoma atlanticum</i>	Circum global	50 - 1352	Dans cette famille le genre Cyclothone est représenté par 4 espèces à la Réunion	Forte
<i>Gonorynchus abbreviatus</i>	Nord ouest Pacifique	50 - 100	Une autre sp à La Réunion G. gonorynchus	Faible
<i>Gymnocranius satoi</i>	Pacifique ouest	20 - 40	G. grandoculis présent à La Réunion	Faible
<i>Gymnothorax albimarginatus</i>	Pacifique	6 - 180	Données complémentaires nécessaires pour validation de l'espèce	Moyenne
<i>Gymnothorax fuscomaculatus</i>	Indo Pacifique	25	Données complémentaires nécessaires pour validation de l'espèce	Moyenne
<i>Gymnothorax melatremus</i>	Indo Pacifique	1 - 58	Données complémentaires nécessaires pour validation de l'espèce	Moyenne
<i>Gymnothorax niphostigmus</i>	Nord ouest Pacifique	35 - 150	D'autres espèces proches à La Réunion	Faible
<i>Gymnothorax thyrsoideus</i>	Pacifique	0 - 30	Données complémentaires nécessaires pour validation de l'espèce	Moyenne
Hoplaltilus cuniculus	Indo Pacifique	25 - 115	espèce observée pour la première fois à La Réunion à partir des photos	Présente
<i>Hygophum</i>	Circum global	50 - 3000	Plusieurs espèces possibles dans la zone Réunion	Forte
<i>Hypoatherina</i>	?	0 - 5	Plusieurs espèces possibles dans la zone Réunion	Moyenne
<i>Inilistius aneitensis</i>	Indo Pacifique	12 - 92	I. pavo est présente à La Réunion et également détectée par ADN	Moyenne
<i>Inilistius umbrilatus</i>	Pacifique est	6 - 76	I. pavo est présente à La Réunion et également détectée par ADN	Moyenne
<i>Kyphosus sectatrix</i>	Circum global	1 - 30	K. cinerescens et K. vaigiensis présentes à La Réunion	Faible
<i>Lestrolepis</i>	Circum tropical	1 - 1320	Plusieurs sp possible dans la zone Réunion	Moyenne
<i>Lophonectes</i>	Pacifique ouest	26 - 240	Données complémentaires nécessaires pour validation de ce genre	Faible
Luzonichthys	Indo Pacifique	1 - 205	Deux espèces détectés par ADN, L. waiteti observé sur photos et vidéos	Forte
<i>Moringua edwardsi</i>	Ouest Atlantique	?	Deux autres espèces de Moringua à La Réunion : M. ferruginea et M. javanica	Faible
<i>Myripristis amaena</i>	Pacifique	25 - 190	D'autres espèces de Myripristis à La Réunion	Faible
<i>Myripristis greenfieldi</i>	Nord ouest Pacifique	?	Endémique du Japon	Faible
<i>Nealotus tripes</i>	Circum tropical	914 - 1646	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Forte
<i>Neomeren rotunda</i>	Indo Pacifique ouest	52 - 505	Taxon non valide = N. erostris	Forte
Naso lopezi	Pacifique ouest	20 - 50	Plusieurs sp de Naso à La Réunion / espèce échantillonnée sur le mont La Pérouse	Forte
<i>Nessorhamphus</i>	Circum global	0 - 1800	Deux espèces possibles dans la zone	Forte
<i>Novaculops woodi</i>	Hawaï	0 - 48	Le genre Novaculops est absent de la Run ; N. alvheimi présent à Maurice	Faible
<i>Ostichthys japonicus</i>	Pacifique ouest	90 - 240	Trois autres sp d'Ostichthys à La Réunion : O. archiepiscopus, O. delta, O. kaianus	Faible
<i>Parupeneus margaritatus</i>	Océan Indien ouest	1 - 55	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Faible
<i>Parupeneus multifasciatus</i>	Pacifique	3 - 161	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Faible
<i>Pelagocephalus marki</i>	SE Atlantic / SO Pacific	?	Pas ce genre à La Réunion, mais d'autres Traodontidae comme Lagocephalus lagocephalus, L. scleratus	Faible
<i>Pervagor melanocephalus</i>	Indo ouest Pacifique	20 - 40	Deux autres espèces à La Réunion P. aspricaudus et P. janthinosoma	Faible
<i>Platybelone argalus</i>	Atlantique ouest	0 - 2	P. platyura présente à La Réunion	Faible
Plectranthias	Indo-Pacifique	23 - 116	Plectranthias winniensis observé pour la première fois à La Réunion à partir des photos	Forte
<i>Plectrypops lima</i>	Indo-Pacifique	5 - 40	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Forte
<i>Priacanthus tayenus</i>	Indo Pacifique ouest	20 - 200	Deux autres espèces à La Réunion : P. hamrur, P. sagittarius	Moyenne
<i>Pristicon</i>	Pacifique ouest	1 - 80	Données complémentaires nécessaires pour validation de ce genre	Moyenne
<i>Pseudanthias parvirostris</i>	Indo - Pacifique ouest	35 - 65	P. Bimarginatus et P. pulcherrimus présent en zone mésophotique à la Réunion	Faible
<i>Pseudanthias randalli</i>	Pacifique	15 - 120	P. Bimarginatus et P. pulcherrimus présent en zone mésophotique à la Réunion	Faible
<i>Pterocaesio digramma</i>	Pacifique ouest	0 - 50	P. marri et P. tile présent à La Réunion	Faible
<i>Robinsia catherinae</i>	Sud ouest océan Indien	140 - 240 m	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Moyenne
<i>Scomber scombrus</i>	atlantique nord et méditerran	0 - 1000	Plusieurs scombridae à La Réunion	Faible
<i>Synodus doaki</i>	Indo-Pacifique	9 - 260	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Moyenne
<i>Thunnus tonggol</i>	Indo-Pacifique ouest	10 - ?	Plusieurs scombridae à La Réunion	Faible
<i>Upeneus subvittatus</i>	Pacifique ouest	? - 450	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Moyenne
<i>Uranoscopus affinis</i>	Océan Indien	?	U. archionema et U. sulphureus présent à La Réunion	Faible
<i>Uroconger</i>	SWOI	18 - 760 m	Données complémentaires nécessaires pour validation de ce genre	Forte
<i>Vinciguerria nimbaria</i>	Circum global	20 - 5000	Données complémentaires nécessaires pour validation de cette espèce	Moyenne
<i>Zebrasoma flavescens</i>	Pacifique	2 - 46	D'autres espèces de Zebrasoma présentes à La Réunion	Faible

Tableau 11. Genres et espèces détectées lors des analyses avec l'ADN environnemental et absents des listes des poissons de La Réunion – Zones géographiques, profondeurs connues en mètre, avis après expertise et probabilité de présence à La Réunion – En vert les genres et espèces nouveaux observés sur les photos et vidéos

Le nombre de genres détectés par l'ADNe est environ un tiers plus important que celui acquis par photos et vidéos (Elroy *et al.*, 2020 ; Oka *et al.*, 2021) et l'estimation de la richesse est ici évaluée au niveau du genre (n=185). Ce niveau taxonomique de comparaison a été choisi pour s'aligner avec la résolution taxonomique obtenue par image vidéos mais également parce que environ 50% des séquences ADN n'ont pu être identifiées à l'espèce. En ne considérant que les séquences identifiées à l'espèce pour le seul marqueur ADN MiFish, nous identifions 132 espèces. Indépendamment des regroupements de séquences que l'on peut faire en fonction des déterminations taxonomiques, il est possible de regrouper les séquences en fonction de leur similarité génétique (analyse de *Clustering*). Cette approche se base sur l'idée que deux séquences peuvent appartenir à une même espèce en dessous d'un certain seuil de divergence génétique (3% pour le Cytochrome Oxydase I en general). Ainsi lorsque l'on réalise ce type d'analyse sur toutes les séquences obtenues avec le marqueur MiFish on estime le nombre d'espèces (ou *Molecular Operational Taxonomic Unit*) à 218. Ceci suggère qu'une grande partie de la diversité spécifique est sous-évaluée si l'on ne considère que les espèces identifiées au genre et souligne l'importance de compléter les bases de données de référence ADN. Enfin, la richesse spécifique pourraient également être sous-évaluée parce que les marqueurs ADN utilisés ne permettent pas toujours de dissocier deux espèces génétiquement proches (ex. spéciation récente). Ceci est problématique pour les genres représentés par plusieurs espèces où il n'est pas toujours possible de savoir quelle est l'espèce que l'on détecte car plusieurs espèces ont la même séquence. C'était le cas typiquement pour le genre *Pseudanthias*. A l'avenir, le remplissage des bases de données de référence ADN ainsi que l'ajout de marqueur moléculaire plus discriminant permettraient d'estimer à la hausse la richesse spécifique des échantillons.

Une analyse de la beta-diversité a également été conduite à partir des données ADNe pour voir si la structure des assemblages obtenus pour chaque station répondait à une logique spatiale (Fig. 3). Les résultats suggèrent que la composition de la communauté en terme taxonomique n'est pas plus similaire lorsque l'on compare deux points d'échantillonnages d'une même zone que si l'on compare deux stations provenant de deux zones différentes (St Leu / St Rose). Cependant il faut rester prudent avec ce résultat car cette absence de structuration spatiale dans nos résultats pourraient être due à la nature de nos données (ADNe). En effet avec l'ADNe nous avons des données de présence/absence et les stations se distinguent non pas par des espèces différentes mais plutôt par leur abondance relative. En revanche, les résultats révèlent la singularité des points d'échantillonnage 307 (marqués notamment par la présence de Carchariniformes) et 312.

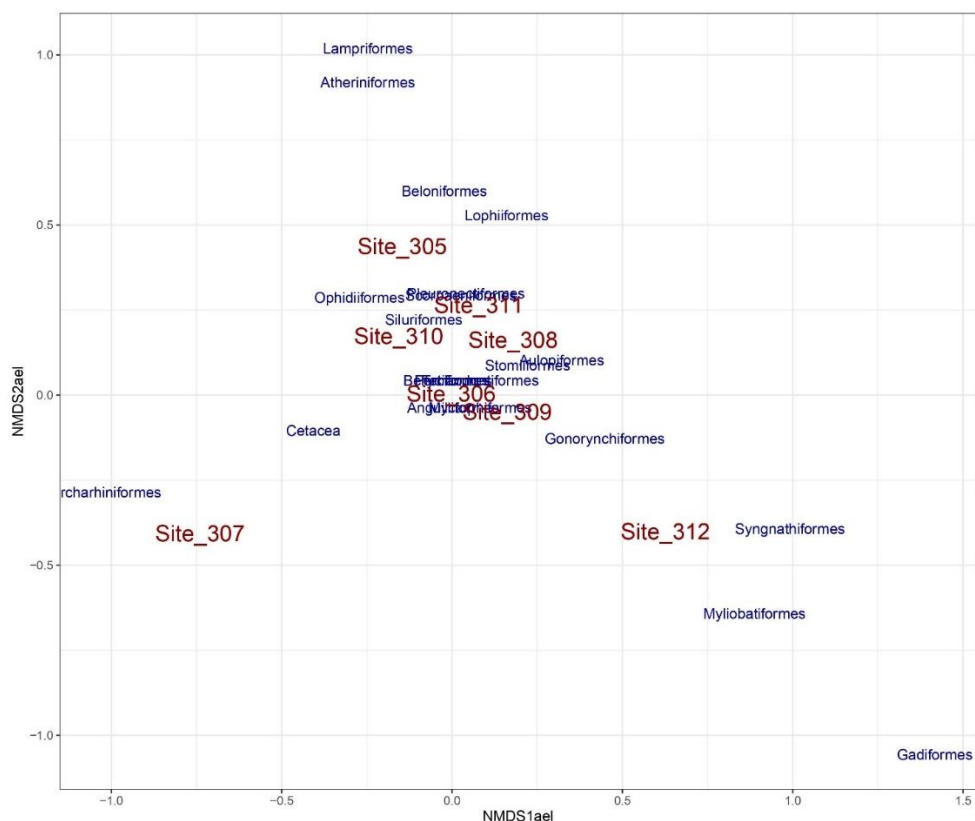


Figure 3. *Non Metric Dimensional Analysis* réalisées sur les données présence/absence des différents taxons obtenues par ADNe dans les différentes stations du projet. Les taxons ont été regroupés par Ordre

Les analyses par l'ADN environnemental permettent régulièrement de détecter davantage d'espèces que par les méthodes classiques pour estimer les richesses ou la biodiversité dans les milieux aquatiques (Elroy *et al.*, 2020 ; Oka *et al.*, 2021). Cependant, d'autres études sont nécessaires dans les environnements où la biodiversité est importante pour mieux évaluer les besoins de cette technologie (nombre d'amorces, séquences ciblées pour l'amélioration de détection d'espèce dans des genres ichthyologique, etc.). Dans ces milieux marins, notamment sur les récifs coralliens et pour la biodiversité en zone mésophotique, les techniques de métabarcoding sur l'ADN environnemental nécessitent des bases de données plus complètes, un effort d'échantillonnage accru et l'utilisation d'amorces différentes pour garantir des estimations robustes de la richesse en espèces afin de standardiser davantage cette approche pour des applications en indicateurs de gestion. Cette approche moléculaire offre une voie pour des évaluations plus larges de la biodiversité qui peuvent surpasser les méthodes conventionnelles d'estimation de la richesse des espèces dans certains cas, mais qui nécessitent que les bases de données soient complétées pour les zones récifales, et notamment en zone mésophotique. Il est donc nécessaire de poursuivre les efforts qui ont été engagés depuis plusieurs années sur le libre accès des données génétiques (ex. séquences) et les techniques en ADN environnemental comme outil de veille et de gestion. Les résultats du présent programme mettent en lumière la forte diversité spécifique dans les eaux mésophotiques réunionnaises et les espèces encore à découvrir qui peuplent ces eaux.

3.2.2 Les mollusques (Mollusca)

Les expertises ont été réalisées par R. Huet, F. Trentin et P. Bidgrain.

Un total de 615 espèces de mollusques a été inventorié réparti au sein de 3 classes (Gastropoda, Bivalvia et Scaphopoda) et de 150 familles. Les coquilles des micro-mollusques collectés dans différents substrats meubles, sable et vase, représentent la majorité des espèces. La classe des Gastéropodes représentent environ 78 % des espèces recensées avec 482 espèces (Tab. 12a à 12f ; photos 18). Certaines espèces indéterminées, notées « sp » ou « cf », sont, soient indéterminables à l'espèce en raison de l'état de la coquille ou non déterminables sur photo si l'échantillon n'a pas été prélevé, soient nécessitent des expertises et des recherches plus poussées pour être décrites notamment en raison d'un manque de bibliographie. D'autres genres ou espèces ne sont pas présentées dans cet inventaire (environ 40 genres ou espèces) car leur détermination est plus incertaine en raison du manque d'éléments et de caractères pour les déterminer. Le site de l'association Vie Océane http://vieoceane.free.fr/mollusques/intro_frame.htm, base de données scientifiques pour les mollusques de La Réunion, et l'ouvrage « Coquillages Nudibranches et autres mollusques marins » (Ribes et al., 2020) ont servi de référence pour cet inventaire et notamment le recensement des nouvelles espèces pour La Réunion. Le Muséum d'Histoire Naturelle de La Réunion possède des collections de mollusques importantes dragués et déterminés par M. Jay et G. Hoarau et qui servent de référence pour l'inventaire des mollusques à La Réunion.

Les familles de mollusques les mieux représentées sont celles des Triphoridae et des Columbellidae chez les gastéropodes avec respectivement 47 et 27 espèces inventoriés (Tab. 12a à 12f) et celles des Pectinidae et des Limidae chez les bivalves avec respectivement 12 et 11 espèces inventoriées (Tab. 13a et 13b).

Gastropoda	Akeridae	<i>Akera cf. soluta</i>
Gastropoda	Aeolidoidea	<i>sp 1</i>
Gastropoda	Aeolidoidea	<i>sp 2</i>
Gastropoda	Amathinidae	<i>Leucotina knopi</i>
Gastropoda	Amathinidae	<i>Leucotina puncturata</i>
Gastropoda	Amathinidae	<i>Leucotina sueziensis</i>
Gastropoda	Anabathridae	<i>Pisinna cf. chasteri</i>
Gastropoda	Anabathridae	<i>Afriscrobs quantilla</i>
Gastropoda	Anatomidae	<i>Anatoma aguhasensis</i>
Gastropoda	Anatomidae	<i>Anatoma cf. japonica</i>
Gastropoda	Architectonicidae	<i>Heliacus cf. fenestratus</i>
Gastropoda	Architectonicidae	<i>Heliacus cf. nereidis</i>
Gastropoda	Architectonicidae	<i>Heliacus cf. sterkii</i>
Gastropoda	Architectonicidae	<i>Heliacus corallinus</i>
Gastropoda	Architectonicidae	<i>Psilaxis oxytropis</i>
Gastropoda	Assimineidae	<i>Assiminea nitida</i>
Gastropoda	Atlantidae	<i>Atlanta cf. inflata</i>
Gastropoda	Atlantidae	<i>Atlanta gaudichaudi</i>
Gastropoda	Atlantidae	<i>Atlanta helicinoidea</i>
Gastropoda	Atlantidae	<i>Atlanta peronii</i>
Gastropoda	Barleeiidae	<i>Barleeia microthra</i>
Gastropoda	Belloiividae	<i>Olivellopsis amoni</i>
Gastropoda	Bullidae	<i>Bulla cf. vernicosa</i>
Gastropoda	Bullidae	<i>Bulla succisa</i>
Gastropoda	Cadlinidae	<i>Aldisa sp. *</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum amputatum</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum cf. arabicum</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum cf. chinense</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum cf. farcimen</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum gracile</i>
Gastropoda	Caecidae	<i>Caecum sepimentum</i>
Gastropoda	Calliostomatidae	<i>Dactylastele burnupi</i>
Gastropoda	Capulidae	<i>Capulus cf. otohimeae</i>
Gastropoda	Capulidae	<i>Separatista cf. separatista</i>
Gastropoda	Capulidae	<i>Trichotropis cf. quadricarinata</i>
Gastropoda	Cassidae	<i>Casmaria cf. erinaceus</i>
Gastropoda	Cassidae	<i>Phalium areola</i>
Gastropoda	Cavoliniidae	<i>Cavolinia cf. uncinata</i>
Gastropoda	Cavoliniidae	<i>Cavolinia tridentata</i>
Gastropoda	Cavoliniidae	<i>Diacavolinia cf. limbata</i>
Gastropoda	Cavoliniidae	<i>Diacria trispinosa</i>
Gastropoda	Cavoliniidae	<i>Telodiacria quadridentata</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Bittium glareosum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Bittium impendens</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium africanum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium cerithinum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium cf. lissum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium columna</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium interstriatum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium nodulosum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithium rostratum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Ittibittium parcum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithidium cerithinum</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Cerithidium diplox</i>
Gastropoda	Cerithiidae	<i>Pictorium versicolor</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Horologica cf. macrocephala</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Horologica cf. martini</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Horologica sp.</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator albocinctum</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator cf. laseroni</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator cf. pulvis</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator cf. salvati</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator cf. thielei</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Joculator cf. keratochroma</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Mendax cf. mascarenensis</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Synthopsis vaurisi</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Belonimorphus belonimorphus</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Cerithiopsis cf. boucheti</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Cerithiopsis jousseaumei</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Cerithiopsis wayae</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Dizoniopsis sp.</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Prolixodens sp 1</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Prolixodens sp 2</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Seila chenui</i>
Gastropoda	Cerithiopsidae	<i>Seila hinduorum</i>
Gastropoda	Chilodontidae	<i>Clypeostoma cf. nortoni</i>
Gastropoda	Chilodontidae	<i>Herpetopoma gemmatum</i>
Gastropoda	Chilodontidae	<i>Vaceuchelus cf. jayorum</i>
Gastropoda	Chilodontidae	<i>Vaceuchelus cretaceus</i>
Gastropoda	Chilodontidae	<i>Vaceuchelus scrobiculatus</i>

Gastropoda	Chilodontidae	<i>Vaceuchelus semilugubris</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ardeadoris sp. aff. symmetrica</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ceratosoma sp. 1</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ceratosoma sp. 2 (Glossodoris)</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Hypselodoris cf. lacuna</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Hypselodoris bullockii</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Thorunna sp. *</i>
Gastropoda	Cimididae	<i>Graphis africana</i>
Gastropoda	Cingulopsidae	<i>Eatonina pulicaria</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Etrema crassilabrum</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Etrema cf. gainesii</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Lienardia cf. cincta</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Lienardia cf. fallaciosa</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Lienardia cf. strombillum</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Lienardia innocens</i>
Gastropoda	Clathurellidae	<i>Lienardia vultuosa</i>
Gastropoda	Cliidae	<i>Clio pyramidata</i>
Gastropoda	Colloniidae	<i>Collonista costulosa</i>
Gastropoda	Colloniidae	<i>Collonista granulosa</i>
Gastropoda	Colloniidae	<i>Collonista purpurata</i>
Gastropoda	Colloniidae	<i>Collonista rubricincta</i>
Gastropoda	Colloniidae	<i>Collonista viridula</i>
Gastropoda	Colubrariidae	<i>Colubraria cf. muricata</i>
Gastropoda	Colubrariidae	<i>Colubraria clathrata</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Aesopus rotundus</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Indomitrella conspersa</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella cf. antelmi</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella moleculina</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella nympha</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella phila</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella rorida</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella sp.</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mitrella spiratella</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Mokumea parvula</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra alternata</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra atrata</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra comisteae</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra ionemella</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra kaicherae</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra ocellatula</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Zafra rufopiperata</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Ascalista letourneuxi</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Ascalista polita</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Euplica festiva</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Euplica ionida</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Graphicomassa ligula</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Pyrene flava</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Pyrene obtusa</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Pyreneola mascarenensis</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Seminella comisteae</i>
Gastropoda	Columbellidae	<i>Seminella peasei</i>
Gastropoda	Conidae	<i>Conus barthelemyi</i>
Gastropoda	Conidae	<i>Conus cf. sazenka</i>
Gastropoda	Conidae	<i>Conus tessulatus</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Thala cf. pembaensis</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum adelense</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum cf. castum</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum cf. diaconalis</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum cf. hoarai</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum cf. modestum</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum daniellae</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum diutenerum</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum emiliae</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum goubini</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum plurinotatum</i>
Gastropoda	Costellariidae	<i>Vexillum salisburyi</i>
Gastropoda	Creseidae	<i>Creseis acicula</i>
Gastropoda	Creseidae	<i>Creseis virgula</i>
Gastropoda	Creseidae	<i>Styliola subula</i>
Gastropoda	Cylichnidae	<i>Cylichna cf. collyra</i>
Gastropoda	Cylichnidae	<i>Cylichna cf. minuta</i>
Gastropoda	Cylichnidae	<i>Cylichna involuta</i>
Gastropoda	Cylichnidae	<i>Cylichna seredibensis</i>
Gastropoda	Cymatiidae	<i>Gyrineum lacunatum</i>
Gastropoda	Cypraeidae	<i>Luria isabella</i>
Gastropoda	Cypraeidae	<i>Mauritia arabica</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Gibberula jayi</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus bougei</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus cf. montrouzieri</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus mainardii</i>

Tableau 12a et 12b. 482 espèces de mollusques gastéropodes ont été inventoriées dans le cadre du programme MesoRun

Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus mancei</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus sandwicensis</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus viaderi</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Marginellopsis pulvis</i>
Gastropoda	Dialidae	<i>Mellitesteia scopulorum</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp. 1 *</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp.2</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp. 3 *</i>
Gastropoda	Dotidae	<i>Doto sp.</i>
Gastropoda	Drilliidae	<i>Clavus cf. hylikos</i>
Gastropoda	Drilliidae	<i>Clavus cf. papilio</i>
Gastropoda	Drilliidae	<i>Iredalea subtypicalis</i>
Gastropoda	Drilliidae	<i>Iredalea theoteles</i>
Gastropoda	Emarginulinae	<i>cf. Fissurisepta sp.</i>
Gastropoda	Eoacmaeidae	<i>Eoacmaea profunda</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Cycloscala armata</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Epidendrium sordidum</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Epitonium cf. alizonae</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Epitonium cf. anabathmos</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Epitonium sp. cf. ferussacii</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Epitonium sp. cf. viaderi</i>
Gastropoda	Epitoniidae	<i>Opalia cf. soror</i>
Gastropoda	Eratoidae	<i>Cypraeerato cf. boucheti</i>
Gastropoda	Eratoidae	<i>Eratoena sulcifera</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Arcuella cf. mirifica</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Thyca crystallina</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Eulima cf. bifascialis</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Eulima pachychila</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Eulima sp. cf. gentiliomiana</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Hemiliostraca cf. amamiensis</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Hemiliostraca metcalfei</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Hemiliostraca vincta</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Mucronalia bicincta</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Parvioris cf. shoplanti</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Pyramidelloides mirandus</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Sticteulima lentiginosa</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Melanella cf. aciculata</i>
Gastropoda	Fasciolaridae	<i>Fusinus colus</i>
Gastropoda	Fasciolaridae	<i>Latirus gibbulus</i>
Gastropoda	Fissurellidae	<i>Emarginula apolonia</i>
Gastropoda	Fissurellidae	<i>Emarginula costulata</i>
Gastropoda	Fissurellidae	<i>Emarginula decorata</i>
Gastropoda	Fissurellidae	<i>Vacerrena nana</i>
Gastropoda	Fissurellidae	<i>Zeidora neta</i>
Gastropoda	Haminoeidae	<i>Aliculastrum cylindricum</i>
Gastropoda	Haminoeidae	<i>Vellicolla cf. okamotoi</i>
Gastropoda	Haminoeidae	<i>Vellicolla tortuosa</i>
Gastropoda	Haminoeidae	<i>Atys sp. ?</i>
Gastropoda	Harpidae	<i>Harpa cf. major</i>
Gastropoda	Heliconoididae	<i>Heliconoides inflatus</i>
Gastropoda	Hipponicidae	<i>Hipponix antiquatus</i>
Gastropoda	Horaiclavidae	<i>Anacithara cf. tumida</i>
Gastropoda	Horaiclavidae	<i>Carinapex amirowlandae</i>
Gastropoda	Horaiclavidae	<i>Carinapex minutissima</i>
Gastropoda	Iravadiidae	<i>Ceratia cf. pyrgula</i>
Gastropoda	Iravadiidae	<i>Turbonilla cf. fusca</i>
Gastropoda	Iravadiidae	<i>Turbonilla macandreae</i>
Gastropoda	Iravadiidae	<i>Turbonilla scalpidens</i>
Gastropoda	Iravadiidae	<i>Turbonilla scitula</i>
Gastropoda	Limacnidae	<i>Limacina bulimoides</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema archeri</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema cf. alveolatum</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema cf. archeri</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema cf. gyalum</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema exiguum</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema philippii</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema sulcatum</i>
Gastropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema virginiae</i>
Gastropoda	Lironobidae	<i>Merelina petronella</i>
Gastropoda	Lironobidae	<i>Merelina pisinna</i>
Gastropoda	Litiopidae	<i>Gibborissoia cf. virgata</i>
Gastropoda	Litiopidae	<i>Litiopa melanostoma</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus cf. vermiformis</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus sp. 1</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus sp. 2</i>
Gastropoda	Lottiidae	<i>Notoacmea flammea</i>
Gastropoda	Lottiidae	<i>Patelloida cf. maraisi</i>
Gastropoda	Lottiidae	<i>Patelloida cf. rolani</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Eucithara cf. coronata</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Eucithara gracilis</i>

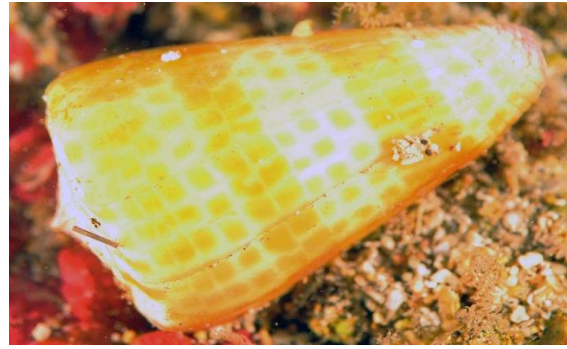
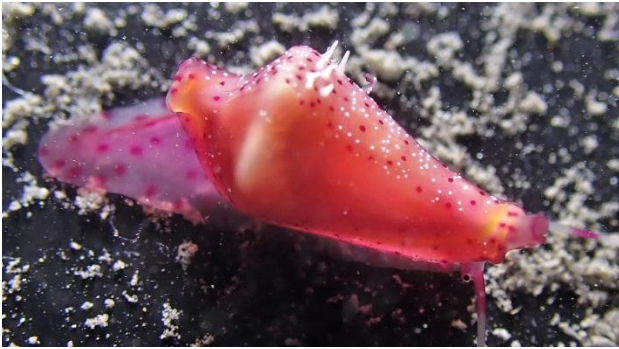
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Gingicithara cf. notabilis</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Macteola cf. anomala</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Heterocithara himerta</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Pseudorhaphitoma cognata</i>
Gastropoda	Mangeliidae	<i>Pseudorhaphitoma drivasi</i>
Gastropoda	Marginellidae	<i>Dentimargo pumilus</i>
Gastropoda	Marginellidae	<i>Hydroginella delessertiana</i>
Gastropoda	Marginellidae	<i>Hydroginella osteri</i>
Gastropoda	Marginellidae	<i>Hydroginella sordida</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda aff. maculosa</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda cf. amanda</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda cf. decorata</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda cf. japonica</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda decorata</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda sagamiensis</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda sp.</i>
Gastropoda	Mitridae	<i>Nebularia cf. deynzery</i>
Gastropoda	Mitridae	<i>Pseudonebularia cf. rubiginea</i>
Gastropoda	Mitromorphidae	<i>Anarithma metula</i>
Gastropoda	Mitromorphidae	<i>Mitromorpha kilburni</i>
Gastropoda	Mnestiidae	<i>Mnestia girardi</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Coralliophila cf. infantula</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Coralliophila erosa</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Coralliophila fimbriata</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Cytharomorula dollfusi</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Favartia peasei</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Favartia rosamiae</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Chicoreus microphyllus</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Drupella margaritcola</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Morula cf. cernohorskyi</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Morula cf. porphyrostoma</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Morula cf. fuscoimbricata</i>
Gastropoda	Muricidae	<i>Morula striata</i>
Gastropoda	Nassariidae	<i>Nassarius cf. livescens</i>
Gastropoda	Nassariidae	<i>Nassarius cf. sinusigerus</i>
Gastropoda	Naticidae	<i>Naticarius sp.</i>
Gastropoda	Naticidae	<i>Notocochlis cernica</i>
Gastropoda	Naticidae	<i>Notocochlis gualteriana</i>
Gastropoda	Naticidae	<i>Tanea areolata</i>
Gastropoda	Neritidae	<i>Nerita polita</i>
Gastropoda	Neritidae	<i>Smaragdia souverbiana</i>
Gastropoda	Neritopsidae	<i>Neritopsis radula</i>
Gastropoda	Omalogyridae	<i>Ammonicera japonica</i>
Gastropoda	Omalogyridae	<i>Ammonicera nodicarinata</i>
Gastropoda	Omniglyptidae	<i>Omniglypta cf. cerina</i>
Gastropoda	Omniglyptidae	<i>Omniglypta sp.</i>
Gastropoda	Orbitestellidae	<i>Orbitestella regina</i>
Gastropoda	Ovulidae	<i>Dentiovalva mariae</i>
Gastropoda	Ovulidae	<i>Crenavolva aff. philippeii</i>
Gastropoda	Ovulidae	<i>Crenavolva cf. tokuoi</i>
Gastropoda	Ovulidae	<i>Phenacovolva subreflexa</i>
Gastropoda	Patellidae	<i>Scutellastra exusta</i>
Gastropoda	Phasianellidae	<i>Hiloa variabilis</i>
Gastropoda	Phasianellidae	<i>Hiloa variabilis</i>
Gastropoda	Phasianellidae	<i>Phasianella solida</i>
Gastropoda	Phenacolepadidae	<i>Zacalantica scobinata</i>
Gastropoda	Phyllidiidae	<i>Phyllidia alyta</i>
Gastropoda	Phyllidiidae	<i>Phyllidiopsis sp.</i>
Gastropoda	Phyllidiidae	<i>Phyllidia ocellata</i>
Gastropoda	Pickwothiidae	<i>Reynellona borbonica</i>
Gastropoda	Pickwothiidae	<i>Sansonia halligani</i>
Gastropoda	Pickwothiidae	<i>Sansonia sumatrensis</i>
Gastropoda	Pisaniidae	<i>Engina cf. polychloros</i>
Gastropoda	Plesiotrochidae	<i>Plesiotrochus cf. penetricinctus</i>
Gastropoda	Plesiotrochidae	<i>Plesiotrochus luteus</i>
Gastropoda	Plesiotrochidae	<i>Plesiotrochus souverbianus</i>
Gastropoda	Pleurobranchidae	<i>Berthellina citrina</i>
Gastropoda	Polyceridae	<i>Thecacera sp. *</i>
Gastropoda	Pseudococculinidae	<i>Pseudococculina cf. granulata</i>
Gastropoda	Pseudococculinidae	<i>Pseudococculina cf. subcingulata</i>
Gastropoda	Pseudomelatomidae	<i>Funa theoreta</i>
Gastropoda	Pseudomelatomidae	<i>Inquisitor zebra</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Chrysalida cf. cancellata</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Chrysalida pura</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Evalea electa</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Kleinella ceylanica</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Miralda scopulorum</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Babella claudoni</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Cingulina cf. laticingula</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Cingulina isseli</i>

Tableau 12c et 12d. 482 espèces de mollusques gastéropodes ont été inventoriées dans le cadre du programme MesoRun

Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Eulimastoma eutropia</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Megastomia zaleuca</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Odetta basyuensis</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Odostomella patricia</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Odostomia cf. synoloides</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Polemicella polemica</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Pyrgulina cf. fischeri</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Pyrgulina cf. melvilli</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Pyrgulina redempta</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Styloptygma cf. taeniatum</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Syrnola cf. cinctella</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Eucyclotoma cf. hindsii</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Hemilienardia hersilia</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia aniani</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia drupelloides</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia pumila</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia producta</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia cf. granosa</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Kermia cf. melanixytum</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Microdaphne cf. morrisoni</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Daphnella cf. atractoides</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Daphnella cf. boholensis</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Nepotilla cf. excavata</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Pseudodaphnella cf. fallax</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Pseudodaphnella excellens</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Pseudodaphnella nexa</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Tritonoturris cf. secta</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Tritonoturris subrissooides</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Vepracula cf. arethusa</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Vepracula cf. brunonia</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Vepracula cf. vepratrica</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Vepracula hedleyi</i>
Gastropoda	Retusidae	<i>Pyrrunculus fourierii</i>
Gastropoda	Retusidae	<i>Retusa crispula</i>
Gastropoda	Rhizoridae	<i>Volvulella eburnea</i>
Gastropoda	Ringiculidae	<i>Ringicula prismatica</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Rissoella globosa</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Haurakia marmorata</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Alvania cf. ignota</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Alvania hueti</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Apataxia cerithiiformis</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Benthonella decorata</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Lucidestea cf. ina</i>
Gastropoda	Rissoellidae	<i>Lucidestea vitrea</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Phosinella digera</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina ambigua</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina cf. imbricata</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina cf. nivea</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina rosea</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina sculpturata</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina cf. iredalei</i>
Gastropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina tornatilis</i>
Gastropoda	Rossellidae	<i>Scyphidium longispinum</i>
Gastropoda	Scaliolidae	<i>Finella purpureoapicata</i>
Gastropoda	Scaliolidae	<i>Scaliola cf. elata</i>
Gastropoda	Scissurellidae	<i>Sukashitrochus cf. carinatus</i>
Gastropoda	Scissurellidae	<i>Sukashitrochus dorbignyi</i>
Gastropoda	Scissurellidae	<i>Scissurella rota</i>
Gastropoda	Seguenzioidea	<i>Moelleriopsis cf. watsoni</i>
Gastropoda	Semellidae	<i>Semele carnicolor</i>
Gastropoda	Siliquariidae	<i>Tenagodus cf. cumingii</i>
Gastropoda	Siliquariidae	<i>Tenagodus lacteus</i>
Gastropoda	Siphonariidae	<i>Williamia radiata</i>
Gastropoda	Skeneidae	<i>Leucorhynchia caledonica</i>
Gastropoda	Skeneidae	<i>Leucorhynchia crossei</i>
Gastropoda	Skeneidae	<i>Leucorhynchia cf. tryoni</i>
Gastropoda	Skeneidae	<i>Parviturbo sp.</i>
Gastropoda	Strombidae	<i>Canarium erythrinus</i>
Gastropoda	Terebridae	<i>Myurella pygmaea</i>
Gastropoda	Terebridae	<i>Oxymeris cf. dimidiata</i>
Gastropoda	Tornatinidae	<i>Acteocina involuta</i>
Gastropoda	Tornatinidae	<i>Acteocina sp.</i>
Gastropoda	Tornidae	<i>cf. Ponderinella major</i>
Gastropoda	Tornidae	<i>Lophocochlias parvissimus</i>
Gastropoda	Trimusculidae	<i>Trimusculus mauritianus</i>
Gastropoda	Trinchesiidae	<i>Tenellia sp.</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Euthymella bilix</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Euthymella concors</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Hedleytriphora scitula</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella aff. intercalaris</i>

Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella aff. intercalaris</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. aculeata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. gigas</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. japonica</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. multitecta</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. perimensis</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia adamsi</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. algens</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. hindsii</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. mediotincta</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. millepunctata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. squalida</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia cf. undata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia maenades</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastonia perlata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Metaxia albicephala</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Metaxia brunnicephalo</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Subulophora peasi</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Subulophora rutilans</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Subulophora subfenestra</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora aethiopia</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora angustissima</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. formosa</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. lamyi</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. sabita</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. taeniolata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. tuberculata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora distincta</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora innocens</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora mirifica</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora scepstrum</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Triphora cf. rufotincta</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Viriola abbotti</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Viriola cancellata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Viriola intergranosa</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Viriola trilirata</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Viriolopsis fallax</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Aclophoropsis maculosa</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Coriophora fusca</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Iniforis cf. douvillei</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastoniaeformis cf. jousseaumei</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Mastoniaeformis chaperi</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Opimaphora cf. sarcira</i>
Gastropoda	Triphoridae	<i>Opimaphora coralina</i>
Gastropoda	Tritoniidae	<i>Tritonia sp. *</i>
Gastropoda	Triviidae	<i>Cleotriuvia pilula</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Broderipia eximia</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Clanculus ceylonicus</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Clanculus mauritanus</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Ethalia cf. bellardii</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Ethalia cf. carneolata</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Ethalia cf. gilchristae</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Ethminolia cf. eudeli</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Ethminolia impressa</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Rubritrochus cf. pulcherrimus</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Synaptocochlea concinna</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Alcyna ocellata</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Trochus satorius</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Pagodatrochus variabilis</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Priotrochus goudoti</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Pseudominolia biangulosa</i>
Gastropoda	Trochidae	<i>Pseudominolia splendens</i>
Gastropoda	Turbinidae	<i>Lunella coronata</i>
Gastropoda	Turbinidae	<i>Turbo cernicus</i>
Gastropoda	Turbinidae	<i>Turbo radiatus</i>
Gastropoda	Turridae	<i>Turritella cf. auricincta</i>
Gastropoda	Turridae	<i>Turritella cf. concava</i>
Gastropoda	Turridae	<i>Turritella cingulifera</i>
Gastropoda	Turridae	<i>Turritella maculata</i>
Gastropoda	Tyloidiidae	<i>Tyrodina corticalis</i>
Gastropoda	Tyloidiidae	<i>Tyrodina sp. cf. corticalis</i>
Gastropoda	Vanikoridae	<i>Vanikoro cf. gueriniana</i>
Gastropoda	Vanikoridae	<i>Vanikoro disparilis</i>
Gastropoda	Vanikoridae	<i>Vanikoro granulosa</i>
Gastropoda	Vermetidae	<i>Thylacodes sp.</i>
Gastropoda	Vermetidae	<i>Vermetus cf. periscopium</i>
Gastropoda	Vermetidae	<i>Vermetus cf. vitreus</i>
Gastropoda	Vitrinellidae	<i>Circulus cf. octoliratus</i>
Gastropoda	Vitrinellidae	<i>Circulus cf. teramachii</i>
Gastropoda	Vitrinellidae	<i>Pseudoliotia cf. inanis</i>
Gastropoda	Vitrinellidae	<i>Pseudoliotia cf. teresae</i>
Gastropoda	Zebinidae	<i>Pandalosia cf. subulata</i>
Gastropoda	Zebinidae	<i>Pandalosia ephamilla</i>

Tableau 12e et 12f. 482 espèces de mollusques gastéropodes ont été inventoriées dans le cadre du programme MesoRun



Photos 18. Photos de gastéropodes échantillonnés en zone mésophotique à La Réunion : *Dentiovula mariae* (en haut à gauche) 21 mm, *Phenacovolva subreflexa* (en bas à gauche) 38 mm, *Conus tessulatus* (en haut à droite) 57 mm et le nudibranche *Hypselodoris bullockii* (en bas à droite)

Conus barthelemyi n'a été échantillonné qu'une seule fois lors de cet inventaire à 85 m de profondeur à Saint Leu (Photos 19). Cette espèce est menacée à La Réunion en raison de sa recherche par les collectionneurs de coquillages qui a entraîné l'effondrement de sa population et de son aire de répartition peu étendue. Elle a été classée comme espèce déterminante lors des Znieff marines de La Réunion. Deux arrêtés préfectoraux interdisent le ramassage des coquillages vivants, à l'exception des moules (AP n° 1742 et 1743 du 15 juillet 2008). Le spécimen ci-dessous photographié en surface a été remis à l'eau sur le site de collecte. Cette espèce avait également été observée dans les eaux réunionnaises lors de l'expédition sur le mont La Pérouse en 2019 (Mulochau et al., 2020).



Photo 19. *Conus barthelemyi* observé à Saint Leu à 85 m de profondeur pendant le programme MesoRun

Plusieurs espèces de micro-gastéropodes rarement observés à La Réunion ont été échantillonnées (Photos 20).



Photos 20. Quelques micro-gastéropodes rarement observés ont été échantillonnés en zone mésophotique à La Réunion : *Nepotilla excavata* (en haut à gauche) 1,3 mm, *Cystiscus manceli* (en haut à droite) 4,4 mm, *Rubritrochus cf. pulcherrimus* (en bas à gauche) 2 mm et *Gibborissoia virgata* (en bas à droite) 1.8 mm

130 espèces de bivalves, essentiellement des micro-bivalves, ont été recensées en zone mésotrope à La Réunion lors de MesoRun (Tab. 13a et 13b ; photos 21).

Classes	Super Familles / Familles	Genres - Espèces
Bivalvia	Anomiidae	<i>Anomia cf. achaeus</i>
Bivalvia	Anomiidae	<i>Enigmonia cf. aenigmatica</i>
Bivalvia	Anomiidae	<i>Monia nobilis</i>
Bivalvia	Anomiidae	<i>Monia sp.</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Acar cf. plicata valve</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Acar congenita</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Arca avellana</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Arca ventricosa</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Barbatia cf. revelata</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Barbatia foliata</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Barbatia setigera</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Batharca orientalis</i>
Bivalvia	Arcidae	<i>Mimarcaria diphaenotus</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Afrcardium richardi</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Frigidocardium centumviratum</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Fulvia cf. australis</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Fulvia cf. dulcis</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Lunulicardia retusa</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Tridacna cf. maxima</i>
Bivalvia	Cardiidae	<i>Vasticardium luteomarginatum</i>
Bivalvia	Carditidae	<i>Cardita variegata</i>
Bivalvia	Carditidae	<i>Glans vaughani</i>
Bivalvia	Chamidae	<i>Chama asperella</i>
Bivalvia	Chamidae	<i>Chama cf. fragum</i>
Bivalvia	Chamidae	<i>Chama cf. lazarus</i>
Bivalvia	Chamidae	<i>Chama limbula</i>
Bivalvia	Chamidae	<i>Chama pacifica</i>
Bivalvia	Corbulidae	<i>Corbula cf. scaphoides</i>
Bivalvia	Corbulidae	<i>Corbula persica</i>
Bivalvia	Corbulidae	<i>Corbula taitensis</i>
Bivalvia	Cuspidariidae	<i>Cuspidaria aff. lubangensis</i>
Bivalvia	Dimyidae	<i>Dimya japonica</i>
Bivalvia	Dimyidae	<i>Dimya lima</i>
Bivalvia	Galeommatidae	<i>Lepirodes cf. politus</i>
Bivalvia	Gastrochaenidae	<i>Gastrochaena cuneiformis</i>
Bivalvia	Glossidae	<i>Glossocardia obesa</i>
Bivalvia	Glycymerididae	<i>Tucetona audouini</i>
Bivalvia	Gryphaeidae	<i>Hytissa numisma</i>
Bivalvia	Gryphaeidae	<i>Neopycnodonte cochlear</i>
Bivalvia	Hiatellidae	<i>Hiatella arctica</i>
Bivalvia	Hiatellidae	<i>Hiatella australis</i>
Bivalvia	Isognomonidae	<i>Isognomon nucleus</i>
Bivalvia	Isognomonidae	<i>Isognomon perna</i>
Bivalvia	Lasaeidae	<i>Kanehoa rosea</i>
Bivalvia	Lasaeidae	<i>Lepton orientale</i>
Bivalvia	Lasaeidae	<i>Radobornia bryani</i>
Bivalvia	Lasaeidae	<i>Radobornia cf. mirabilis</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Ctenoides cf. lischkei</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Divarilima sp.</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Lima bullifera</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Lima fujitai</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limaria cf. basilanica</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limaria cf. fragilis</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limaria cf. hirasei</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limaria cf. viali</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limatula pusilla</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Lima ceylanica</i>
Bivalvia	Limidae	<i>Limea cf. opulenta</i>
Bivalvia	Limopsidae	<i>Limopsis elachista</i>
Bivalvia	Lucinidae	<i>Barbierella cf. louisensis</i>
Bivalvia	Lucinidae	<i>Ctena cf. divergens</i>
Bivalvia	Lucinidae	<i>Epicodakia minuata</i>
Bivalvia	Lucinidae	<i>Euanodontia ovum</i>
Bivalvia	Lucinidae	<i>Funafutia crosseana</i>

Bivalvia	Lucinidae	<i>Pillucina hawaiiensis</i>
Bivalvia	Margaritidae	<i>Pinctada imbricata</i>
Bivalvia	Margaritidae	<i>Pinctada maculata</i>
Bivalvia	Margaritidae	<i>Pinctada margaritifera</i>
Bivalvia	Margaritidae	<i>Pinctada nigra</i>
Bivalvia	Myidae	<i>Tugonella divaricata</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Amygdalum cf. soyoeae</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Botula cf. cinnamomea</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Botula fusca</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Brachidontes variabilis</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Leiosolenus cf. lima</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Musculus cf. cumingianus</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Rhomboidella sp.</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Septifer bilocularis</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Septifer excisus</i>
Bivalvia	Mytilidae	<i>Septifer ramulosus</i>
Bivalvia	Ostreidae	<i>Saccostrea spathulata</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Cryptopecten nux</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Glorichlamys elegantissima</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Gloripallium cf. speciosum</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Haumea minuta</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Juxtamusium maldivense</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Laevichlamys andamanica</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Laevichlamys cf. aliae</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Laevichlamys cf. allorenti</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Laevichlamys cf. squamosa</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Mimachlamys albolineata</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Scaechlamys lemniscata</i>
Bivalvia	Pectinidae	<i>Veprichlamys africana</i>
Bivalvia	Philobryidae	<i>Philobrya cf. pinctada</i>
Bivalvia	Philobryidae	<i>Philobrya cf. sculpturalis</i>
Bivalvia	Pholadidae	<i>Barnea manilensis</i>
Bivalvia	Pinnidae	<i>Pinna muricata</i>
Bivalvia	Plicatulidae	<i>Plicatula muricata</i>
Bivalvia	Propeamussiidae	<i>Parvamussium siebenrocki</i>
Bivalvia	Pteriidae	<i>Pterectroma physoides</i>
Bivalvia	Pteriidae	<i>Pteria peasei</i>
Bivalvia	Semelidae	<i>Ervilia cf. biscalpta</i>
Bivalvia	Semelidae	<i>Iacra seychellarum</i>
Bivalvia	Semelidae	<i>Rochefortina sandwichensis</i>
Bivalvia	Spondyliidae	<i>Spondylus candidus</i>
Bivalvia	Spondyliidae	<i>Spondylus limbatus</i>
Bivalvia	Spondyliidae	<i>Spondylus nicobaricus</i>
Bivalvia	Spondyliidae	<i>Spondylus sinensi</i>
Bivalvia	Tellinidae	<i>Abranda cf. lucinoides</i>
Bivalvia	Tellinidae	<i>Jactellina cf. formosa</i>
Bivalvia	Tellinidae	<i>Pinguitellina cf. pinguis</i>
Bivalvia	Trachycardiinae	<i>Acrosterigma discus</i>
Bivalvia	Trachycardiinae	<i>Acrosterigma mauritanum</i>
Bivalvia	Trapezidae	<i>Trapezium bicarinatum</i>
Bivalvia	Trapezidae	<i>Trapezium oblongum</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Aphrodora crocea</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Callista umbonella</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Dorisca jucunda</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Dorisca kilburni</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Dosinia amphidesmoides</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Dosinia cf. minor</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Hyphantosoma nancyae</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Irus sp.</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Lioconcha philippinarum</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Periglypta reticulata</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Tapes literatus</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Timoclea cf. marica</i>
Bivalvia	Veneridae	<i>Timoclea concinna</i>
Bivalvia	Vulsellidae	<i>Electroma alacorvi</i>
Bivalvia	Vulsellidae	<i>Vulsella minor</i>

Tableau 13a et 13 b. 130 espèces de bivalves ont été recensées dans le cadre du programme MesoRun



Photos 21. Micro-bivalves collectés en zone mésophotique à La Réunion : *Ctena cf. divergens* (à gauche) 1,7mm et *Lima fujitai* (à droite) 4 mm, nouveau pour La Réunion

Trois espèces de scaphopodes (Tab. 14) ont également été recensées pendant l'inventaire.

Scaphopoda	Dentaliidae	<i>Dentalium sp. cf oryx</i>
Scaphopoda	Dentaliidae	<i>Dentalium variable</i>
Scaphopoda	Gadilidae	<i>Polyschides arnaudi</i>

Tableau 14. Trois espèces de scaphopodes ont été inventoriées

Espèces nouvelles de mollusques pour La Réunion et pour la science

48 espèces de mollusques n'avaient jamais été observées à La Réunion et, parmi ces espèces, 7 pourraient être nouvelles pour la science et nécessitent des expertises supplémentaires (Tab. 15, photos 22 et 23). Les micro-gastéropodes représentent la majorité de ces 48 espèces nouvelles pour La Réunion.

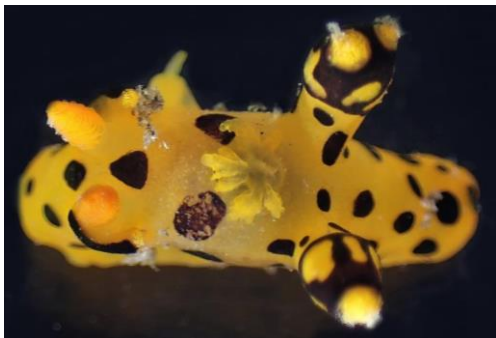
Classes	Super familles / Familles	Genres - Espèces
Bivalvia	Limidae	<i>Lima fujitai</i>
Gastropoda	Aeolidoidea	<i>sp 1</i>
Gastropoda	Aeolidoidea	<i>sp 2</i>
Gastropoda	Cadlinidae	<i>Aldisa sp. *</i>
Gasteropoda	Caecidae	<i>Caecum amputatum</i>
Gasteropoda	Caecidae	<i>Caecum cf. arabicum</i>
Gasteropoda	Caecidae	<i>Caecum cf. chinense</i>
Gasteropoda	Capulidae	<i>Capulus cf. otohimeae</i>
Gasteropoda	Cavoliniidae	<i>Diacavolinia cf. limbata</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ardeadoris sp. aff. symmetrica</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ceratosoma sp. 1</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Ceratosoma sp. 2 (Glossodoris)</i>
Gastropoda	Chromodorididae	<i>Thorunna sp. *</i>
Gasteropoda	Columbellidae	<i>Mitrella sp. *</i>
Gastropoda	Cystiscidae	<i>Cystiscus mainardii</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp. 1</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp.2</i>
Gastropoda	Discodoridae	<i>Halgerda sp. 3 *</i>
Gastropoda	Dotidae	<i>Doto sp.</i>
Gastropoda	Emarginulinae	cf. <i>Fissurisepta sp.</i>
Gastropoda	Eulimidae	<i>Hemiliostraca vincta</i>
Gastropoda	Haminoeidae	<i>Atys sp. ?</i>
Gastropoda	Horaiclavidae	<i>Carinapex amirowlandae</i>
Gasteropoda	Liotiidae	<i>Cyclostrema cf. alveolatum</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus cf. vermiformis</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus sp. 1</i>
Gastropoda	Lomanotidae	<i>Lomanotus sp. 2</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda cf. japonica</i>
Gastropoda	Mathildidae	<i>Mathilda sp.</i>
Gastropoda	Phyllidiidae	<i>Phyllidiopsis sp.</i>
Gasteropoda	Plesiotrochidae	<i>Plesiotrochus cf. penetrinctus</i>
Gastropoda	Polyceridae	<i>Thecacera sp. *</i>
Gasteropoda	Pyramidellidae	<i>Kleinella ceylanica</i>
Gastropoda	Pyramidellidae	<i>Syrnola cf. cinctella</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Pseudodaphnella excellens</i>
Gastropoda	Raphitomidae	<i>Veprecula cf. arethusa</i>
Gasteropoda	Rissoinidae	<i>Rissoina cf. iredalei</i>
Gastropoda	Tornatinidae	<i>Acteocina sp.</i>
Gastropoda	Tornidae	cf. <i>Ponderinella major</i>
Gastropoda	Trinchesiidae	<i>Tenellia sp.</i>
Gasteropoda	Triphoridae	<i>Inella cf. perimensis</i>
Gasteropoda	Triphoridae	<i>Triphora innocens</i>
Gastropoda	Tritoniidae	<i>Tritonia sp. *</i>
Gastropoda	Tylodinidae	<i>Tylodina corticalis</i>
Gastropoda	Tylodinidae	<i>Tylodina sp. cf. cortalis</i>
Gastropoda	Vanikoridae	<i>Vanikoro cf. gueriniana</i>
Gastropoda	Vermetidae	<i>Vermetus cf. periscopium</i>
Gastropoda	Vitrinellidae	<i>Pseudoliotia cf. inanis</i>

Tableau 15. 48 espèces de mollusques sont nouvelles pour La Réunion dont 6 pourraient être nouvelles pour la science (*)



Photos 22. 48 nouvelles espèces de mollusques pour La Réunion ont été recensées en zone mésophotique lors de ce programme. Quelques exemples : plusieurs espèces appartenant au genre *Caecum* sont nouvelles comme *C. amputatum* (en haut à gauche) 2.2 mm, *Hemiliostraca vincta* (en haut à droite) 5 mm, *Carinapex amirowlandae* (en bas à gauche) 1.3 mm et *Kleinella ceylanica* (en bas à droite) 1.6 mm

Parmi les espèces probablement nouvelles pour la science, cinq sont des nudibranches (photo 23).



Photos 23. Six espèces de mollusques échantillonnées à La Réunion sont probablement nouvelles pour la science : *Tritonia* sp (Tritonidae) 10 mm (en haut à gauche), *Aldisa* sp (Cadlinidae) 25 mm (en haut à droite), *Thecacera* sp (Polyceridae) 15 mm (au centre à gauche), *Thorunna* sp (Chromodorididae) (au centre à droite) et *Halgerda* sp (Doridoidea) (en bas à gauche) sont des nudibranches observées en zone mésophotique à La Réunion entre 70 et 110 m de profondeur et sont probablement des espèces nouvelles pour la science. Une espèce de *Mitrella* sp (Columbellidae) 3,6mm collectée à 80 m de profondeur à Sainte Rose pourrait être également nouvelle pour la science

Certains mollusques, comme *Conus barthelemyi*, sont caractéristiques de la zone mésophotique, mais il est difficile de fournir une liste des espèces de mollusques mésophotiques observés à La Réunion car de nombreuses espèces se rencontrent également sur les récifs euphotiques. De plus, des mollusques échantillonnées en zone mésophotique peuvent provenir des zone récifales proches de la surface et se retrouver plus en profondeur après avoir dérivé ou coulé le long du récif.

3.2.3 Les crustacés (Crustacea)

Les expertises des crustacés ont été faites par J. Poupin.

41 espèces de crustacés ont été inventoriées réparties au sein de 20 familles dont la mieux représentée regroupe des genres et espèces de crevettes appartenant à la famille des Palaemonidae (Tab. 16 et photos 24). L'inventaire des crustacés a été réalisé à partir de photos pour les macro-crustacés et de prélèvements pour les micro-crustacés qui étaient associés à d'autres organismes prélevés (antipathaires, éponges, gorgones,...).

Classe	Familles	Genres - espèces
Malacostraca	Alpheidae	Alpheus aff. longecarinatus
Malacostraca	Alpheidae	Alpheus paradentipes
Malacostraca	Chirostylidae	Chirostylus dolichopus
Malacostraca	Chlorotocellidae	Anachlorocurtis occidentalis
Malacostraca	Diogenidae	Calcinus fuscus
Malacostraca	Diogenidae	Pylopaguropsis lewinsohni
Malacostraca	Disciidae	Discias brownae
Malacostraca	Epialtidae	Hyastenus inermis
Malacostraca	Epialtidae	Lahaina ovata
Malacostraca	Epialtidae	Menaethiops aff. nodulosus
Malacostraca	Epialtidae	Xenocarcinus conicus
Malacostraca	Galatheidae	Allogalathea elegans
Malacostraca	Galatheidae	Galathea aff. autahi
Malacostraca	Galatheidae	Galathea aff. nuda
Malacostraca	Galatheidae	Galathea tanegashimae
Malacostraca	Galatheidae	Phylladorhynchus aff. erebus
Malacostraca	Gonodactylidae	Hoplosquilloides coronatus
Malacostraca	Inachidae	Achaeus brevifalcatatus
Malacostraca	Lysmatidae	Lysmata debelius
Malacostraca	Lysmatidae	Lysmata amboinensis
Malacostraca	Munididae	Munida foresti
Malacostraca	Munididae	Sadayoshia edwardsii
Malacostraca	Munididae	Munida barbetti
Malacostraca	Paguridae	cf. Anapagrades aff. reesei
Malacostraca	Palaemonidae	Cuapetes grandis
Malacostraca	Palaemonidae	Cuapetes nilandensis
Malacostraca	Palaemonidae	Hamodactylus aff. boschmai
Malacostraca	Palaemonidae	Hamodactylus aff. noumeae
Malacostraca	Palaemonidae	Manipontonia paeneglabra
Malacostraca	Palaemonidae	Typton aff. bawii
Malacostraca	Palaemonidae	Urocaridella antonbruunii
Malacostraca	Palinuridae	Justitia longimana
Malacostraca	Pandalidae	Plesionika aff narval
Malacostraca	Pilumnidae	Pilumnus longicornis
Malacostraca	Portunidae	Thalamita spinifera
Malacostraca	Rhynchocinetidae	Rhynchocinetes
Malacostraca	Stenopodidae	Stenopus hispidus
Malacostraca	Stenopodidae	Stenopus pyrrsonotus
Malacostraca	Trapeziidae	Quadrella maculosa
Malacostraca	Trapeziidae	Quadrella serenei
Malacostraca	Xanthidae	Liomera rubra

Tableau 16. 41 espèces de crustacés ont été échantillonnées dans le cadre du programme MesoRun



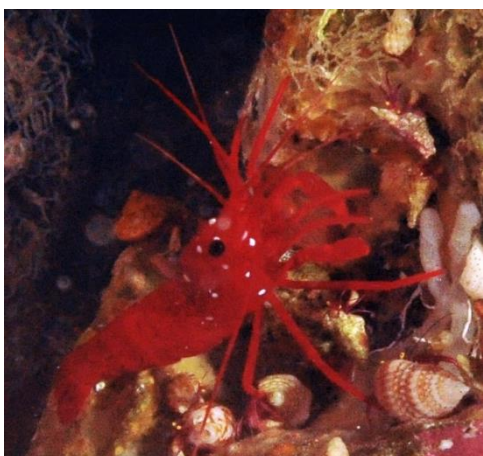
Photos 24. Photos de crustacés observés en zone mésophotique à La Réunion pendant le programme MesoRun. *Justitia longimana* (en haut à gauche), *Stenopus pyrsnotus* (en haut à droite), *Allogalatea elegans* dans un crinoïde (en bas à gauche) et *Munida barbeti* (en bas à droite)

Certaines espèces indéterminées, notées « aff » ou « cf », sont soit indéterminables à l'espèce en raison de l'état du spécimen ou non déterminables à partir de photos si l'échantillon n'a pas été prélevé, soit nécessitent des expertises et des recherches plus poussées pour être décrites.

19 nouvelles espèces de crustacés jamais observées à La Réunion ont été inventoriées (Tab. 17 et photos 25) dont deux espèces jamais recensées dans le sud ouest de l'océan Indien. Parmi ces espèces, certaines nécessitent des expertises complémentaires et pourraient être nouvelles pour la science comme *Galathea* aff. *autahi*, *Hamodactylus* aff. *noumeae*, *Rhynchocinetes* aff. *serratus*, *Phylladorhynchus* aff. *erebus* et *Menaethiops* aff. *nodulosus*.

Groupe	Famille	Espèce	Profondeur	Remarque
Caridea	Disciadiidae	<i>Discias brownae</i> Kensley, 1983	80	Premier signalement SWIO
Caridea	Chlorotocellidae	<i>Anachlorocurtis occidentalis</i> Horká, De Grave & Đuriš, 2014	97	Premier signalement SWIO
Caridea	Palaemonidae	<i>Cuapetes grandis</i> (Stimpson, 1860)	80-87	Premier signalement Réunion
Caridea	Palaemonidae	<i>Hamodactylus</i> aff. <i>boschmai</i> Holthuis, 1952	75-80	Premier signalement Réunion
Caridea	Palaemonidae	<i>Hamodactylus</i> aff. <i>noumeae</i> Bruce, 1970	75-80	Premier signalement Réunion
Caridea	Palaemonidae	<i>Typton</i> aff. <i>bawii</i> Bruce, 1972	93	Premier signalement Réunion
Caridea	Lysmatidae	<i>Lysmata debelius</i> Bruce, 1983	110	Premier signalement Réunion
Caridea	Alpheidae	<i>Alpheus</i> aff. <i>longecarinatus</i> Hilgendorf, 1879	80	Premier signalement Réunion
Caridea	Alpheidae	<i>Alpheus parudentipes</i> Coutière, 1905	75-87	Premier signalement Réunion
Anomura	Chirostylidae	<i>Chirostylus dolichopus</i> Ortmann, 1892 sensu lato	97	Premier signalement Réunion
Anomura	Galatheidae	<i>Galathea</i> aff. <i>autahi</i> Macpherson & Robainas-Barcia, 2015	75-80	Premier signalement Réunion
Anomura	Galatheidae	<i>Galathea</i> aff. <i>nuda</i> Macpherson & Robainas-Barcia, 2015	75-80	Premier signalement Réunion
Anomura	Galatheidae	<i>Galathea tanegashimae</i> Baba, 1969	75	Premier signalement Réunion
Anomura	Galatheidae	<i>Phylladiorhynchus</i> aff. <i>erebus</i> Schnabel & Ahyong, 2019	75-93	Premier signalement Réunion
Brachyura	Inachidae	<i>Achaeus brevifalcatus</i> Rathbun, 1911	65-80	Premier signalement Réunion
Brachyura	Epialtidae	<i>Lahaina ovata</i> Dana, 1851	75-80	Premier signalement Réunion
Brachyura	Epialtidae	<i>Hyastenus inermis</i> (Rathbun, 1911)	65-97	Premier signalement Réunion
Brachyura	Epialtidae	<i>Menaethiops</i> aff. <i>nodulosus</i> (Nobili, 1905)	87	Premier signalement Réunion
Brachyura	Xanthidae	<i>Liomera rubra</i> (A. Milne-Edwards, 1865)	80	Premier signalement Réunion

Tableau 17. 19 nouvelles espèces de crustacés pour La Réunion ont été recensées lors du programme MesoRun



Photos 25. Plusieurs espèces de crustacés sont recensées pour la première fois à La Réunion dont *Discias brownae* (en haut à gauche) seulement recensé en Australie, *Anachlorocurtis occidentalis* (en haut à droite) seulement connue dans le golf d'Aqaba jusqu'à 55 m et qui a été observé à une profondeur record de 97 m à La Réunion, *Lysmata debelius* observée à une profondeur record de 110 m et *Liomera rubra* (en bas à droite)

Ci-dessous le rapport détaillé de J. Poupin, expert des crustacés recensés lors du programme MesoRun.

**Crustacés décapodes de la Réunion récoltés durant le programme MESORUN
(2020-2021) entre 65 et 110 m**

par Joseph POUPIN

*Dr HDR en Océanographie biologique, Ecole navale et groupe des écoles du Poulmic, CC 600,
29240 Brest Cedex 9, France, joseph.poupin@ecole-navale.fr*

Résumé : une collection de petits crustacés décapodes, pour la plupart collectés sur des hydraires ou antipathaires prélevés entre 65-110 m autour de l'île de la Réunion est étudiée. La plupart des spécimens sont très petits, d'une longueur de carapace souvent de l'ordre de 1-2 mm. Malgré tout, une trentaine d'espèces ont pu être reconnues, plusieurs nouvelles pour la Réunion.



Munida foresti Macpherson & de Saint Laurent, 2002, Réunion, échantillon 96, 88 m, Lc 2,6 mm, photo MESORUN. Première illustration en couleur de cette espèce décrite de la Réunion

Remarque : ce rapport scientifique préalable (version 3) doit être intégré, au moins partiellement, dans le rapport de mission MESORUN. Il pourra être corrigé ou complété dans des versions ultérieures et servir de base à une publication scientifique plus formelle. Données entrées dans CRUSTA en août 2021 à http://crustiesfroverseas.free.fr/search_result.php?refregion=MESORUN

Préambule

Le programme MESORUN a pour objectif l'étude de la zone mésophotique autour de la Réunion avec des plongées subaquatiques réalisées entre 65-110 m. Ces plongées sont difficiles à mettre en œuvre, nécessitent l'utilisation de mélanges gazeux spéciaux et des temps de paliers de décompression très longs, pouvant atteindre plusieurs heures. Au cours de telles plongées, potentiellement dangereuses, le temps d'étude à grande profondeur ne dépasse pas quelques dizaines de minutes. Les observations et prélèvements ont donc logiquement été effectués en priorité sur des espèces sessiles d'assez grande taille ainsi que sur des éléments du substrat faciles à échantillonner. Dans ce contexte les spécimens de crustacés décapodes et stomatopodes qui sont étudiés ici ne constituent que des récoltes accessoires, souvent limitées à de très petits spécimens qui ont découverts fortuitement sur des organismes sessiles plus grands mis en sac pendant les plongées et triés à terre a posteriori : gorgones, antipathaires, scléactiniaires, hydraires, éponges, algues, etc. La liste des crustacés présentée ci-dessous est donc très limitée mais, compte tenu de ce procédé de récolte particulier, elle complète utilement l'inventaire précédent des crustacés de la Réunion avec plusieurs nouveaux signalements locaux et l'identification de quelques espèces sans doute nouvelles pour la nomenclature taxonomique, non décrites compte tenu de la petitesse des spécimens observés.

Bilan général

Au total 34 espèces ont été identifiées de la collection étudiée (cf. tableau en annexe). Malgré la difficulté des déterminations sur des spécimens qui ne dépassent souvent pas quelques millimètres une vingtaine de déterminations sont proposées avec confiance au niveau spécifique. Une vingtaine d'espèces constituent de nouveaux signalements pour la Réunion. Quatre ou cinq espèces sont potentiellement nouvelles. Quelques spécimens, particulièrement difficiles à déterminer, ont été envoyés à des spécialistes des groupes concernés pour essayer d'améliorer les pré-déterminations de ce travail qui pourra donc évoluer dans les mois à venir.

En complément de cette collection, 7 macro crustacés communs ont été reconnus sur des photos réalisées en plongée, sans spécimens prélevés.

Recommandations pour de futures récoltes

Ce premier bilan est très intéressant mais pourra être amélioré notablement pour les prochaines campagnes en suivant les recommandations suivantes :

- a) Essayer de prélever des spécimens un peu plus gros. De nombreux spécimens transmis pour cette étude sont à la limite des possibilités d'identification compte tenu de leur trop petite taille
- b) Conserver avec l'échantillon du crustacé un petit morceau de l'hôte colonisé (brin

d'hydraire par exemple), si possible, à défaut faire une photographie de cet hôte.

c) Pour les bernard l'ermite ne pas conserver uniquement la coquille pour les malacologistes en détruisant le bernard l'ermite qui s'y trouve. Une technique pour séparer les deux est de mettre le bernard l'ermite vivant avec sa coquille dans de l'eau de mer au congélateur. Le lendemain, en décongelant progressivement l'échantillon il est en général possible d'extraire le bernard l'ermite sans casser la coquille.

d) Faire un effort sur les macrophotographies. Beaucoup de celles consultées pour ce travail, si elles ont le mérite d'exister, sont d'une qualité trop médiocre pour pouvoir être publiées par exemple en cas de description d'une nouvelle espèce. L'idéal serait d'avoir un petit banc photo avec couplage Reflex/Ordinateur. Il est important de 'nettoyer' les spécimens avant la photo (e.g. brossage de la carapace avec une vieille brosse à dent ou avec de petits pinceaux de maquillage pour les organismes plus fragiles comme les crevettes). Prévoir un fond noir qui permet de détourner plus facilement les sujets.

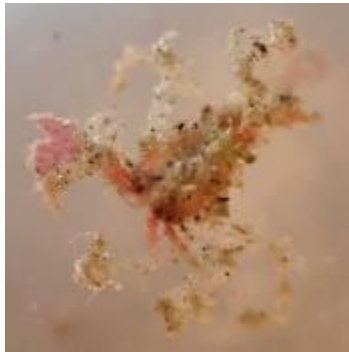


Photo MESORUN - Nécessité de nettoyer à minima certains spécimens avant de faire des macro-photographies – Exemple de *Lahaina ovata*, st. 131. Les cornes rostrales et les épines de la carapace sont cachées par des salissures.

Abréviations

- IWP, Indo-Ouest Pacifique ;
- Lc, longueur céphalothoracique ;
- Lpince, longueur de la pince ;
- Lt, longueur totale ;
- MNHN, Muséum national d'Histoire naturelle, Paris ;
- NSW, New South Wales ;
- NT, Northern Territories, Australia ;
- P1-P5, péréiopodes 1 (ou chélicèpe) à 5 ;
- SWOI, Sud-ouest de l'océan Indien ;
- WA, Western Australia.

Liste des espèces

Stomatopodes

Famille Gonodactylidae Giesbrecht, 1910

***Hoplosquilloides coronatus* Manning, 1978**

Matériel examiné — 1 mâle, Lc 3,6 mm, Lt 16,7 mm, échantillon 110g, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, substrat dur et détritique.

Distribution — Espèce endémique du SWOI, décrite de la Réunion, 0-35 m et Madagascar, Grand récif de Tuléar, 21-33 m (holotype et paratypes déposés au [MNHN-IU-2014-7863](#), [2014-23110](#)). La profondeur de récolte de cette étude augmente notablement la profondeur connue pour cette espèce, de 35 à 75 m.

Remarques — C'est la seule espèce du genre *Hoplosquilloides*. Elle est remarquable par son telson en forme de couronne (à l'origine du nom latin) et la position dorsale de son anus, uniques chez les stomatopodes. Il s'agit du premier signalement depuis sa description. Elle a été déterminée avec les clés d'Ahyong (2001) et Ahyong & Chan (2008).



Hoplosquilloides coronatus : photos MESORUN ; sixième segment thoracique et telson (d'après Manning, 1978, fig. 3c, dessin Lily Manning)

Crevettes

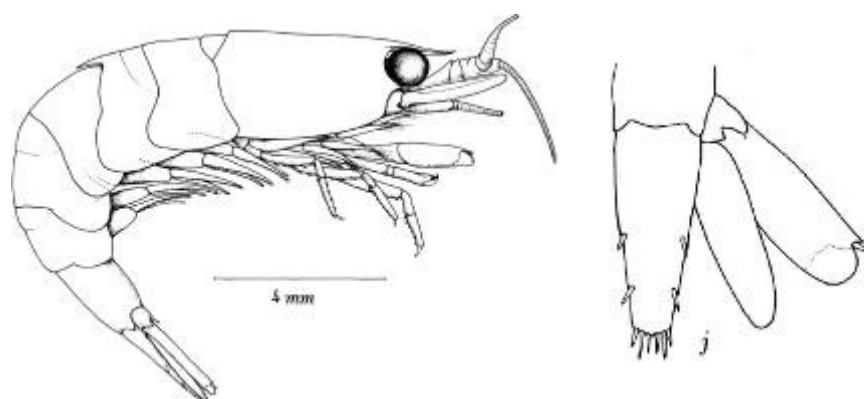
Famille Disciadidae Rathbun, 1902

***Discias brownae* Kensley, 1983**

Matériel examiné — 1 femelle ovigère, Lc 1,4 mm, Lt environ 5,2 mm, échantillon 22c, 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, substrat dur colonisé sur vase/sable.

Distribution — Cette espèce est signalée pour la première fois du SWIO. Auparavant elle n'était connue que de l'Australie orientale (NSW, Port Jackson, 9-33 m, in Kensley, 1983) et occidentale (WA, Bald Island, 147-157 m, in McEnulty *et al.*, 2011). La profondeur de 75-80 m

Remarques — Cette petite crevette semble couramment associée aux éponges (*Teichonopsis labyrinthica*), peut être avec d'autres hôtes suivant les photos de MESORUN (ci-dessous). Le genre *Discias* a été reconnu à l'aspect très particulier du P1, avec un dactyle aplati en forme de disque. Le spécimen examiné a un rostre lancéolé faiblement denticulé et son extrémité est pointue ; le bord postérieur du segment abdominal 2 porte une épine dorsomédiane ; le telson est armé de 3 épines distales ; le bord externe de l'exopode uropodal n'est pas denticulé ; la mandibule n'a pas été disséquée. La détermination a été faite avec les caractères donnés dans Kensley (1983) et sa clé où *Discias* sp. peut être remplacée par *Discias vernbergi* Boothe & Heard, 1987 (*cf.* Boothe & Heard, 1987). *Discias brownae* est très proche de *D. exul* Kemp, 1920 largement distribuée dans l'IWP (Afrique du Sud, Kenya au Japon, Hawaii, Australie, (?) Nord Nouvelle Zélande, entre 1-20 m, libre ou associée à des éponges comme *Acanthella*) et qui a été re-décrite par Pachelles & De Grave (2015). Elle s'en distingue par l'aspect du telson qui ne porte que 3 épines distales au lieu de 4 chez *D. exul*. Elle se rapproche aussi de *Discias serratiostris* Lebour, 1949 qui est une espèce Atlantique qui s'en sépare par l'aspect du palpe mandibulaire (appendice non disséqué) et chez laquelle le rostre est plus large à sa base, non lancéolé (comparer Kensley, 1983, fig. 8j et 14a).



Discias brownae – Aspect général et détail du telson, avec seulement 3 épines distales (d'après Kensley, 1983, figs 6, 9j)



? *Discias brownae* – Photos MESORUN (annotée comme '*Hamodactylus*'). D'après le numéro d'échantillon il pourrait s'agir en fait de *Discias brownae* sur un hôte de type gorgone, inhabituel.

Famille des Chlorotocellidae Komai, Chan & De Grave, 2019

***Anachlorocurtis occidentalis* Horká, De Grave & Ďuriš, 2014**

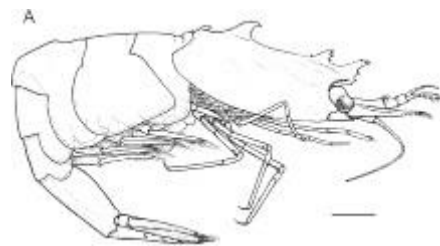
Matériel examiné — 3 spécimens très petits, le plus grand Lc 1,7 mm, Lt env. 8,5 mm, échantillon 105e, 4 novembre 2020, Baie de Saint Leu, 21.17538 S / 55.27256 E, 97 m, substrat dur et sable, dans un antipathaire.

Distribution — Cette espèce n'était connue avant ce travail que du Golfe d'Aquaba en Mer Rouge, entre 4-55 m. Sa présence à la Réunion est un premier signalement pour le SWIO à une profondeur record de 97 m.

Remarques — Le genre *Anachlorocurtis* a été reconnu par l'aspect très particulier de la carapace, allongée, portant un rostre denticulé suivi sur la carapace de 2-3 dents en crochet, la dent postrostrale également denticulée (Hayashi, 1975, fig. 1). Ce genre comprend des crevettes filiformes et mimétiques qui vivent sur les branches des antipathaires. Seulement 3 espèces sont connues, outre *A. occidentalis*, *A. commensalis* Hayashi, 1975 du Japon et Taiwan entre 8-57 m (cf. Horká et al. 2014) et *A. australis* Ahyong, 2015, des îles Kermadec entre 15-24 m. Les spécimens de la Réunion sont attribués à *A. occidentalis* d'après les mêmes caractères que ceux mentionnés par Ahyong (2015 : 420) pour séparer les trois espèces. Comme *A. occidentalis* ils se distinguent de *A. commensalis* par : a) la présence d'une hampe sur le troisième tergite abdominal (arrondi chez *A. commensalis*) ; b) la cornée allongée avec un petit diverticule terminal (0.9 fois le pédoncule, au lieu de 0.5 chez *A. commensalis*, sans diverticule) ; c) le somite 6 très allongé (2,9 fois plus long que haut, au lieu de 2 fois chez *A. commensalis*). Ils sont plus difficiles à séparer d'*A. australis* en suivant les caractères proposés par Ahyong, pas très convaincants car fondés seulement sur des proportions qui pourraient s'avérer variables lorsque plus de spécimens seront examinés. Chez *A. occidentalis* les P3-P5 seraient un peu plus allongés (propode 10 fois plus longs que large et dactyles 5,5 fois plus long que large) que chez *A. australis* (respectivement 8 fois et 3,8-4,0 fois plus longs que large). Sur les spécimens de la Réunion les mesures sur P4 et P5 montrent que le propode est 8,7 et 8,8 fois plus long que large (à comparer à 8 fois chez *A. australis*, ce qui n'est pas très différent) et le dactyle est 4,8 et 6,0 fois plus long que large (au lieu de 4 fois chez *A. australis*). En tout état de cause les différences morphologiques entre *A. australis* et *A. occidentalis* demandent à être complétées et il sera intéressant à l'avenir de pouvoir les confirmer par du séquençage ADN.



Anachlorocurtis occidentalis –
Photos MESORUN



Anachlorocurtis occidentalis – Photos sous la loupe binoculaire ; et aspect général de l'holotype (in Horká *et al.*, 2014, fig. 1A)

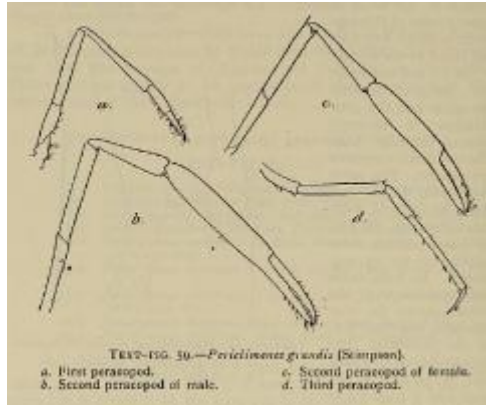
Famille des Palaemonidae Rafinesque, 1815

***Cuapetes grandis* (Stimpson, 1860)**

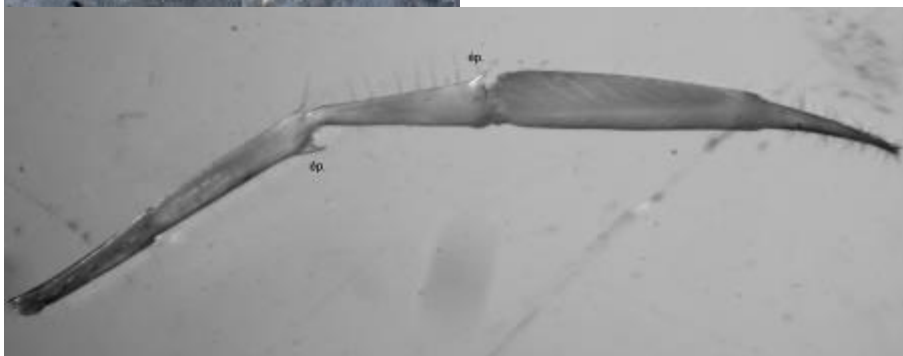
Matériel examiné — 1 mâle, Lc 2,2 mm [rostre cassé, 2 P1 (1 détaché), 1 P2, 2 P4, autres péréiopodes manquants], échantillon 83h, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable/détritique — 1 femelle ovigère, Lc 1,8 mm [rostre cassé], échantillon 138a, 27 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 80 m, détritique, coralligène avec algues, éponges ...

Distribution — Espèce à large répartition IWP, de la Mer Rouge, Afrique orientale jusqu'au Japon et Polynésie française (détail dans Li & Bruce, 2006 : 644). Dans le SWIO elle est connue du Kenya, Tanzanie, Mozambique, Comores (Mayotte), Madagascar, Seychelles, mais elle n'avait pas encore été signalée de la Réunion. Elle habituellement récoltée entre 0-30 m, la profondeur de 80-87 m de ce travail constituant un nouveau maximum de profondeur.

Remarques — Ces deux spécimens en mauvais état (rostres cassés) ont été déterminés avec la clé des *Cuapetes* dans Bruce (2004, sous *Kemponia*). La carapace porte les épines suivantes : supraorbitale, antennaire et hépatique. Le pédoncule antennulaire, le scaphocérîte, et les péréiopodes sont conformes aux dessins disponibles dans Kemp (1922 : 210, pl. VII, fig. 10), en particulier le carpe de P2 ne porte qu'une seule épine distoméasiale.



Cuapetes grandis –
 Illustrations consultées dans
 Kemp (1922)



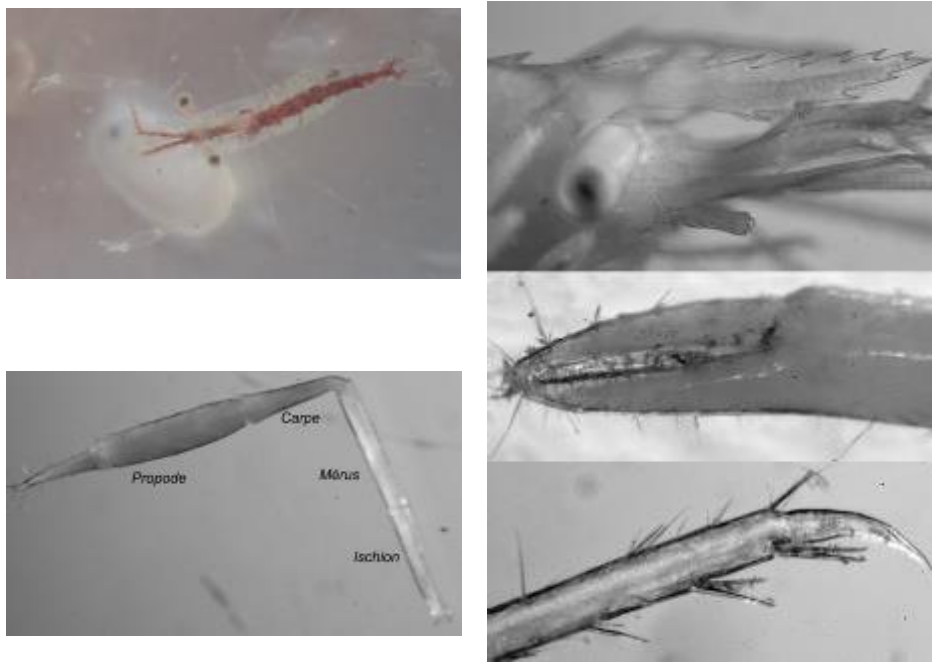
Cuapetes grandis – Photos MESORUN, st. 83h (gauche), 138a (droite) ;
 détail du P2 avec épines distales sur mérius et carpe, mâle 2,2
 mm, échantillon 83h

***Cuapetes nilandensis* (Borradaile, 1915)**

Matériel examiné — 1 mâle et 1 femelle ovigère, Lc 2,5 mm, Lt env. 11 mm, échantillon 38a, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, vase et tombant colonisé, crustacés dans antipathaire. — 1 femelle ovigère, Lc 2,6 mm, Lt env. 11 mm [rostre cassé dans le 1/3 distal, 1 seul P1, P2 détachés (photo droit, Lpince et carpe 4,1 mm), tous les P3-5 absents sauf un, détaché ? P4 droit (photo, Lpropode 1,4 mm)] échantillon HM019, 1 septembre 2020, houlographe, Le Port, 20.944233 S / 55.27755 E, 65 m, dans antipathaire. — 1 sp. Lc 1,6 mm [rostre intact, 1+8/4, épines supraorbital, antennaire, hépatique, péréiopodes manquants, sauf le P1 à droite ; somite 3 avec une petite hampe arrondie son extrémité] échantillon 24c, 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, Substrat dur colonisé sur vase/sable.

Distribution — Espèce IWP de l’Afrique orientale à la Nouvelle Calédonie et Australie orientale à des profondeurs souvent de plusieurs dizaines de mètres, comprises entre 1-133 m. Dans le SWIO l’espèce est connue du Kenya, Zanzibar, Madagascar et la Réunion.

Remarques — Les trois spécimens examinés se caractérisent par : le rostre avec la formule 1 (sur la carapace, en arrière du bord orbitaire) + 8/4 ; des épines supraorbitale, antennaire et hépatique sur la carapace ; le merus du P2 non armé ; le carpe du P2 nettement plus court que le merus. Plusieurs candidats ont successivement été envisagés (*Palaemonella spinulata*, *Periclimenes elegans*, *Paraclimenes gorgonicola* et certaines espèces du genre *Manipontonia*). Finalement, avec la clé de Bruce (2004) la bonne espèce est *Cuapetes nilandensis*, déjà signalée de la Réunion à une profondeur similaire (Li & Bruce, 2006 : 647, Réunion, coll. Marion Dufresne, MD32, stn CP43, 73-77 m, fonds coquillers basaltiques, 27 août 1982, MNHN Na-14918). Bruce (1978 : 22, figs 8-9) en a donné une redescription et des dessins qui correspondent bien aux spécimens examinés.



Cuapetes nilandensis – Photo MESORUN et aspect du rostre (échantillon 38), du P2 droit (Lcarpe et pince = 4,1 mm) et pince, du propode/dactyle de P4.

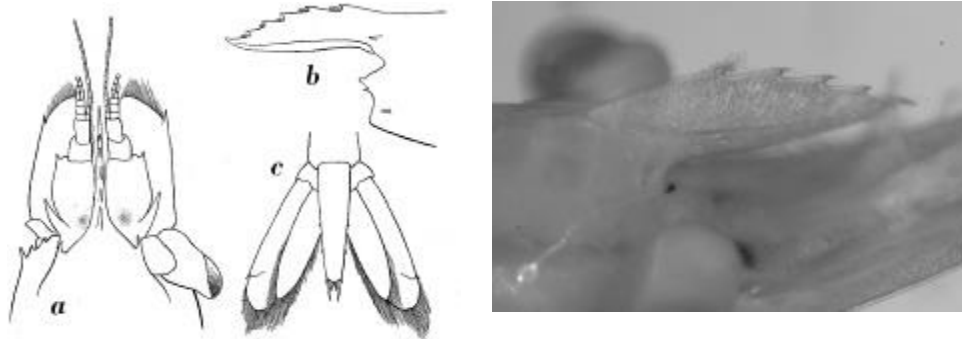
***Hamodactylus ? boschmai* Holthuis, 1952**

Matériel examiné — 1 femelle ov. Lc 1.8 mm [ayant perdu ses périopodes], échantillon 162a, 6 janvier 2021, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714 E, 75 à 80 m, tombant colonisé et vase/sable au pied, crevette orange mimétique dans gorgone.

Distribution — Espèce IWP de l’Afrique orientale, Kenya, Madagascar, Indonésie, Nouvelle Calédonie (Li & Bruce, 2006). Généralement signalée en dessous de 10 m et jusqu’à 35 m, associée aux gorgones. La profondeur de 75-80 m serait le signalement le plus profond. C’est un

premier signalement à la Réunion, à confirmer avec un spécimen en meilleur état.

Remarques — Ce spécimen en mauvais état a été attribué au genre *Hamodactylus* à cause de son hôte (gorgone) et par l'aspect de sa lamelle rostrale, assez haute, courte, avec 4 dents sur le bord dorsal et aucune sur le bord ventral. Il a été récolté avec l'espèce suivante, jugée similaire au premier examen. Il s'en distingue par la présence d'une épine supra-orbitale (absente sur l'autre spécimen finalement attribué à *H. aff. noumeae*). En suivant la clé des *Hamodactylus* de Horká *et al.* (2016) il s'agirait de *H. boschmai* mais sans pouvoir vérifier que le dactyle du P2 est en forme de crochet. L'aspect du rostre, la présence d'une épine supraoculaire et hépatique, la présence d'un renflement sur la moitié proximale du pédoncule oculaire, l'aspect de l'article basal du pédoncule antennulaire et le telson sont compatibles avec *H. boschmai* tel qu'illustré par Holthuis (1952) et Bruce (1970). Le spécimen examiné s'en différencie un peu par un rostre plus court, atteignant seulement l'article médian du pédoncule antennulaire (au lieu de dépasser l'article distal chez *H. boschmai*) et par une épine antennaire indistincte (très petite, mais présente chez *H. boschmai*).



Hamodactylus? boschmai – Partie antérieure de la carapace, rostre et telson, d'après Holthuis (1952, fig. 103) ; aspect du rostre sur la femelle ovigère de la échantillon 162a

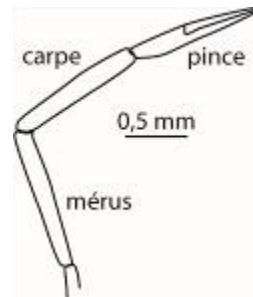
***Hamodactylus* aff. *noumeae* Bruce, 1970**

Matériel examiné — 1 mâle Lc 2 mm, Lt environ 10 mm, échantillon 162a, 6 janvier 2021, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714 E, 75 à 80 m, tombant colonisé, crevette orange mimétique dans gorgone.

Distribution — La forme typique de *H. noumeae* est IWP, signalée de Zanzibar, Tanzanie, Kenya, Seychelles, Japon, Nouvelle-Calédonie et Australie (WA, NT, Queensland), associée aux gorgones, entre 4-42 m.

Remarques — La forme de la lamelle rostrale, très haute, courte, avec un bord dorsal semi-circulaire, et l'hôte (gorgone) indiquent le genre *Hamodactylus*. Ce spécimen a été récolté avec le spécimen précédent mais s'en distingue par l'absence d'épine supraorbitale. En suivant la clé des *Hamodactylus* de Horká *et al.* (2016) le meilleur candidat est *H. boschmai*, en particulier par ces caractères : carapace sans épine supraorbitaire ; P2 avec une pince dont les doigts sont de même longueur (le dactyle est droit, pas en forme de crochet) ; pédoncules oculaires ne dépassant pas le rostre vers l'avant. Par contre quelques caractères de *H. boschmai* ne sont pas vérifiés, en particulier le segment basal antennulaire n'a qu'une seule épine

distolatérale (au lieu de 2-3 chez *H. boschmai*) et l'épine antennaire est indistincte (présente chez *H. boschmai*), le spécimen n'ayant qu'une seule épine très nette 'hépatique/antennaire', située très près du bord antérieur de la carapace qu'elle dépasse légèrement de son extrémité. Les proportions de péréiopodes diffèrent également : les carpes de P1 et P2 sont plus longs que la pince au lieu de subégaux ou plus court chez *H. noumeae* ; les doigts de la pince de P2 sont plus longs, presque égaux à la $\frac{1}{2}$ de la longueur de la pince (environ $\frac{1}{3}$ chez *H. noumeae*) ; les P2 sont plus longs que P1 au lieu de plus courts chez *H. noumeae*. Ce spécimen se rapproche également de *Hamodactylus macrophthalmus* Fransen & Rauch, 2013 par la forme du rostre et la présence d'une seule épine distolatérale sur l'article basal du pédoncule antennulaire. Il s'en différencie par un pédoncule oculaire nettement plus court (beaucoup plus long chez *H. macrophthalmus*, dépassant nettement l'extrémité du rostre) et par l'aspect de la pince de P2 avec des doigts dont la longueur atteint presque la moitié de la pince (notablement plus courts chez *H. macrophthalmus*, entre un quart et un tiers de la longueur de la pince). Ce spécimen pourrait donc appartenir à une espèce nouvelle, mais des spécimens plus gros et en meilleur état sont nécessaires pour pouvoir la décrire.



Hamodactylus aff. *noumeae* – Photo MESORUN échantillon 162a ; aspect du rostre, P3 gauche (vue mésiale) et proportions des articles du P2 droit

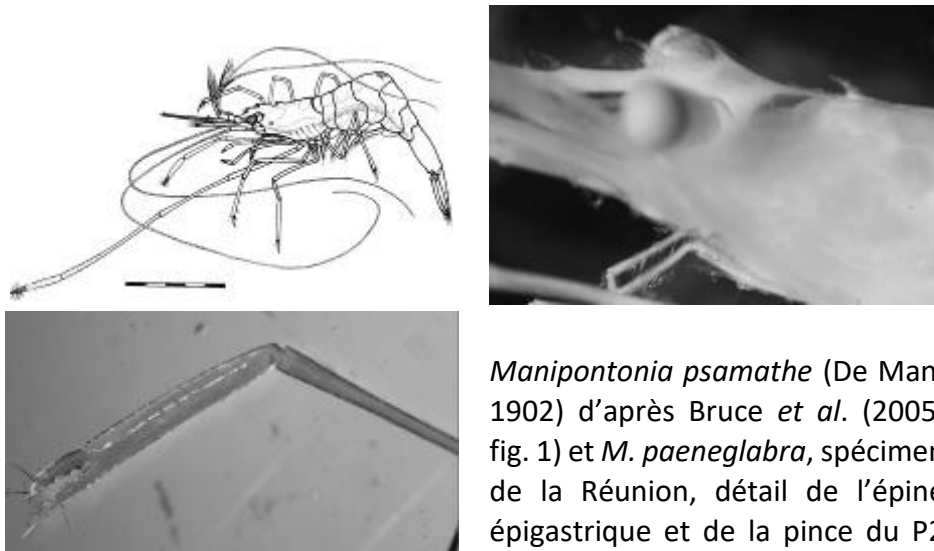
***Manipontonia paeneglabra* Bruce, 2012**

Matériel examiné — 1 femelle ovigère Lc 3,4 mm, Lt environ 19 mm [rostre cassé], échantillon 83h (avec un doute, étiquette peu lisible), 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable détritique.

Distribution — Signalée pour sa description du Nord Ouest de l'Australie (95-105 m) et du sud de la Mer de Chine (82-84 m), l'espèce a ensuite été signalée de Singapour (6-75 m) par Anker & De Grave (2016), associée à divers gorgones. Ce nouveau signalement pour la Réunion étend sensiblement sa répartition géographique à une profondeur de 87 m habituelle pour l'espèce.

Remarques — Comme chez *Manipontonia psamathe* (De Man, 1902) le spécimen examiné à

une épine épigastrique en crochet, 1 épine hépatique et 1 épine antennaire sur la carapace, et un très long P2. Des P2 aussi longs sont observés aussi sur certaines espèces du genre *Rapimenes* qui ont un armement similaire de la carapace (e.g. *R. laevimanus* et *R. granulimanus* in Ďuriš & Horká, 2017, fig. 3g-h) mais ces espèces diffèrent par la forme du rostre et l'aspect des péréiopodes. En utilisant la clé de Bruce (2012) pour les espèces du genre *Manipontonia* le spécimen de la Réunion est plus proche de *M. paeneglabra* d'après l'aspect de la pince du P2, plus longue que la moitié du carpe et très finement épineuse. Chez *M. psamathe* la pince est moins longue que la moitié du carpe et elle porte des spinules plus nombreuses comme illustré dans Marin (2010). Anker & De Grave (2016) notent des variations de ces caractères et suggèrent que les deux espèces pourraient être synonymes.



Manipontonia psamathe (De Man, 1902) d'après Bruce *et al.* (2005, fig. 1) et *M. paeneglabra*, spécimen de la Réunion, détail de l'épine épigastrique et de la pince du P2 gauche.

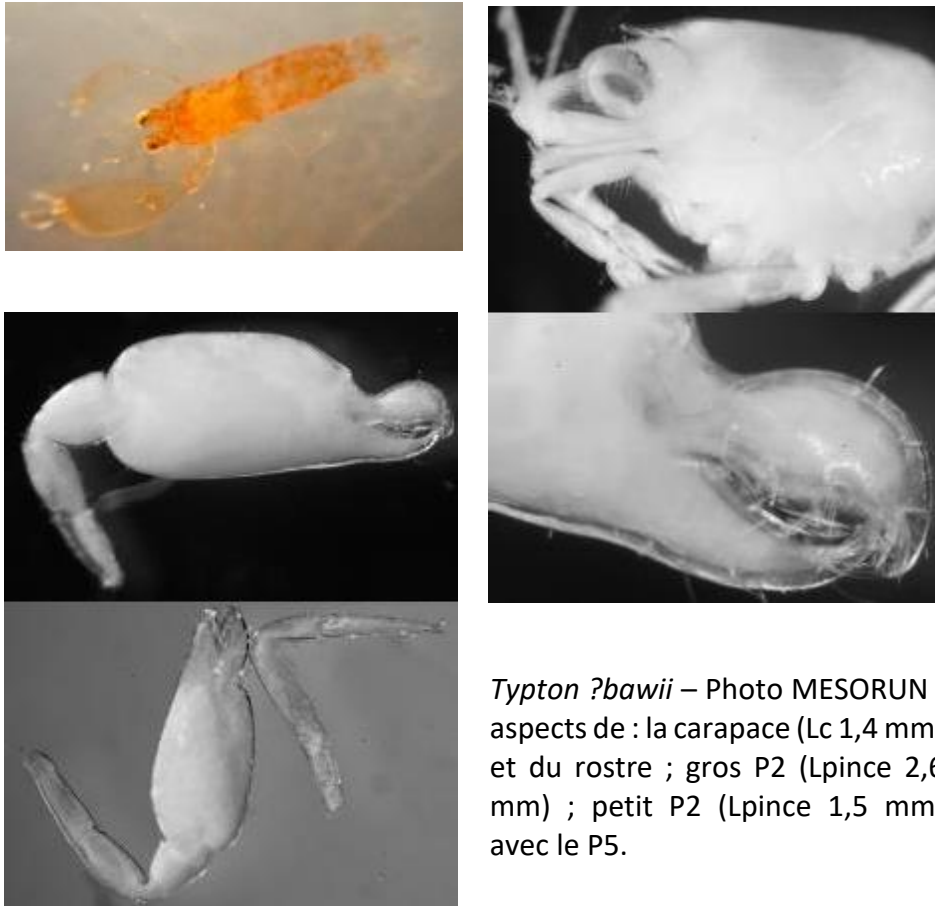
***Typton ? bawii* Bruce, 1972**

Matériel examiné — 1 sp, Lc 1,4 mm, Lt env. 4,5 mm, échantillon 66e, 30 septembre 2020, Coulée 1977, 21.15618 S / 55.84092 E, 93 m, Substrat dur, coraux *Leptoseris*, *Stylaster*, corallines ...

Distribution — *Typton bawii* est une espèce IWP, distribuée de l'Afrique orientale, Tanzanie (Zanzibar), Kenya au Japon et Australie orientale (Queensland), en général associée à des éponges, récoltée dans des petits fonds jusqu'à 18-25 m.

Remarques — Les clés des genres de Pontoniinae (Holthuis, 1993 ; Bruce, 2000) nécessitent de disséquer les pièces buccales, ce qui n'a pas été fait compte tenu de la petite taille du spécimen examiné. Le genre *Typton* est probable compte tenu de l'aspect du rostre et des pinces, qui sont de tailles inégales (la plus grosse très renflée), au lieu d'égales à subégales sur des genres affiliés comme *Onycocaris* et *Onycocaridella* (voir par exemple Marin, 2008 pour l'établissement du genre *Onycaridella*). Le spécimen pourrait être *Typton bawii*, décrit du SWIO (Zanzibar) à peu près conforme dans la description et dessins dans Bruce (1972) et cohérent avec la clé de Bruce (2000), en particulier pour le rostre non armé dorsalement. Cependant, certains caractères importants, comme la taille et forme du scaphocérite, n'ont pas été appréciés correctement sur ce petit spécimen. Par ailleurs si la pince du petit P2 (droit) correspond assez bien à l'illustration de Bruce (1972, fig. 5d-e), la pince du gros P2 (gauche), très remarquable

sur le spécimen examiné, n'est malheureusement pas figurée dans la description de Bruce (1972) cet appendice manquant sur le spécimen type. Le spécimen réunionnais a été transmis à A. Anker (mai 2021) mais, faute de temps, il n'a pas pu proposer de détermination alternative.



Typton ?bawii – Photo MESORUN ; aspects de : la carapace (Lc 1,4 mm) et du rostre ; gros P2 (Lpince 2,6 mm) ; petit P2 (Lpince 1,5 mm) avec le P5.

Famille des Lysmatidae Dana, 1852

***Lysmata debelius* Bruce, 1983**

Matériel examiné — Pas de spécimen examiné, seulement une photographie in situ, échantillon 184, 15 janvier 2021, Saint Leu, 21.17577 S / 55.27213 E, 110 m, substrat dur colonisé d'éponges, gorgones, corail noir.

Distribution — Cette crevette, emblématique pour les plongeurs photographes et prisée des aquariophiles, a été décrites par Bruce (1983) de Polillo Island, Est de Luzon, Philippines, 28 m. Depuis elle apparaît épisodiquement dans les guides sous-marins comme Gosliner *et al.* (1996 : 213) ou Debelius (2001 : 128) avec diverses localités IWP : Sri Lanka, Maldives, Andaman, Indonésie, Philippines, Japon, îles de la Ligne et Société, à des profondeurs de 10-30 m. En Inde elle signalée par Madhavan *et al.* (2019). En Polynésie française elle serait présente aux Marquises, reconnue sur une photo du plongeur Yann Hubert en 2012 ([Legall & Poupin, 2021](#)). Par contre elle ne semble pas présente à Hawaii et n'est toujours pas signalée d'Australie dans le catalogue de Davie (2002). C'est son premier signalement à la Réunion,

actuellement son extension la plus occidentale dans l'océan Indien, à une profondeur record de 110 m.

Remarques — Le patron de couleur du spécimen de la Réunion, rouge vif avec des points blancs sur la carapace s'accorde bien avec celui illustré dans le guide de Debelius (2001: 127, 129). Il diffère un peu par le bout des pattes et antennes uniformément rouge au lieu de blanc sur les photos de Debelius, mais celui-ci indique '*The coloration of the Scarlet cleaner shrimp shows some variation throughout the species wide range of distribution (Indian Ocean to central Pacific)*'. Ces variations de couleur pourraient traduire l'existence d'espèces cryptiques distinctes.



Lysmata debelius – Photos MESORUN, Réunion, échantillon 184, 110 m

Famille Alpheidae Rafinesque, 1815

***Alpheus longecarinatus* Hilgendorf, 1879**

Matériel examiné — 1 male [? à cause de la petite pince, *balaniceps* mais pas vu d'*appendix masuclina* sur le pléopode 2], Lc 3,3 mm, Lt environ 12 mm, échantillon 131b, 27 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 80 m, fond détritique coralligène avec algues et éponges.

Distribution — *Alpheus longecarinatus* est une espèce du SWIO, connue de Tanzanie, Somalie, Kenya, Mozambique, Seychelles, Madagascar et Afrique du Sud, jusqu'à 86 m.





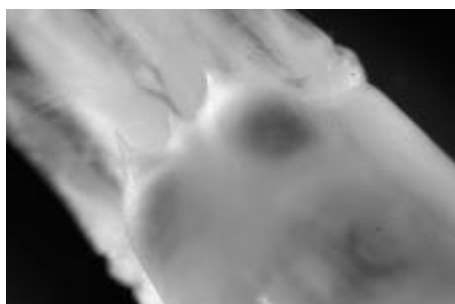
Alpheus longecarinatus – Photo MesoRun ; détail de la petite pince (*balaniceps*), P3 gauche, vue latérale, Lt env. 4,5 mm.

Remarques — Ce spécimen a d’abord attribué à *Alpheus paralcione* Coutière, 1905, une espèce commune dans l’IWP et signalée de la Réunion à des profondeurs similaires à celle de cette étude 58-70 m (Banner & Banner, 1983). Cependant, d’après A. Anker (com. pers. mai 2021), le patron de couleur du spécimen (voir photos MESORUN) différent d’*A. paralcione* (à dominante jaune) et l’absence de denticules sur le bord postérieur du pléon 6 (présent chez *A. paralcione*) montrent que cette espèce ne peut pas convenir. Le spécimen a finalement été envoyé à A. Anker qui a reconnu *A. longecarinatus*, un signalement qui sera intégré à sa liste des spécimen du WIO en cours de publication (Anker & Corbari, in preparation).

***Alpheus paradentipes* Coutière, 1905**

Matériel examiné — 1 mâle, Lc 4,8 mm, 1 femelle ovigère [peut être pas la même espèce ?] Lc 4,6 mm, échantillon 116, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, substrat dur et détritique. — 1 mâle, Lc 4,5 mm, échantillon 83h, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable détritique [pour ce spécimen sans pinces et P3, la détermination n’est pas certaine].

Distribution — Sans doute un complexe d’espèces prochainement séparées (A. Anker, com. pers.). *Alpheus paradentipes* s.l. est IWP de l’Afrique orientale, Madagascar, Seychelles, Maldives, Indonésie, Philippines, Japon, Hawaii et Polynésie française. L’espèce est souvent signalée dans des éponges à assez grande profondeur, entre 10-115 m. C’est un premier signalement à la Réunion qui sera également intégré à la compilation à paraître de Anker & Corbari (in preparation).





Alpheus paradentipes – Photos MESORUN (mâle gauche, femelle ov., droite) ; mâle 4,8 mm, st. 116 : partie frontale ; P3 droit (Lt 6 mm), vue mésiale avec P2 gauche, vue dorsale ; détail du dactyle de P3, bi-unguiculé.

Remarques — Ces spécimens ont d’abord attribués à *Alpheus hailstonei* Coutière, 1905 qui est une espèce IWP de profondeur (90-227 m) déjà signalée par Banner & Banner (1983) à la Réunion entre 225-227 m. A. Anker (com. pers. mai 2021) a attiré notre attention sur un autre candidat plausible, *Alpheus paradentipes* Coutière, 1905. Testée avec la clé des espèces proposées par Banner (1953) cette espèce paraît effectivement plausible. Les spécimens ont été envoyés à A. Anker pour confirmer cette détermination. La femelle ovigère a d’abord été considérée comme distincte du mâle à cause de l’aspect de sa grosse pince, moins longue, avec des sillons longitudinaux et transversaux mieux marqués que chez le mâle. En fait, tous les autres caractères observés chez le mâle correspondent. Il s’agirait donc de la capture d’un couple, mais c’est à confirmer.



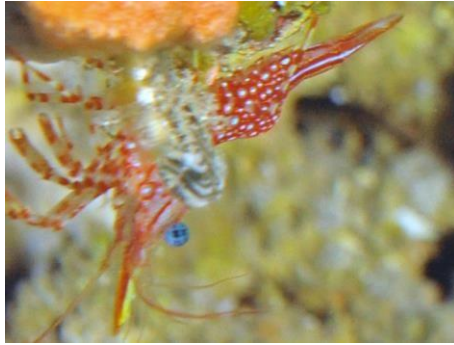
Alpheus ? paradentipes – Photos MESORUN, spécimen sans pinces de la échantillon 83, 87 m. Détermination à confirmer.

Famille Rhynchocinetidae Smith, 1884

***Rhynchocinetes aff. serratus* (H. Milne Edwards, 1837)**

Matériel examiné — Sans spécimen, photo seulement, échantillon 145, 15 décembre 2020, Baie de St Leu, 21.17538 S / 55.272256 E, 95 m, substrat dur colonisé antipathaire, gorgones,...

Remarques — Cette espèce est la même que celle reconnue comme nouvelle à Mayotte dans la zone mésotique. Probablement nouvelle et endémique du WIO



Rhynchocinetes aff. serratus –
Photo MESORUN, échantillon
145, 95 m.

Anomoures Chirostyloidea

Famille Chirostylidae Ortmann, 1892

***Chirostylus dolichopus* Ortmann, 1892 sensu lato**

Matériel examiné — 1 mâle Lc 3,1 mm, largeur postéro carapace 2,5 mm, échantillon 170c, 13 janvier 2021, Saint Leu, 21.16904 S / 55.27030 E, 97 m, substrat dur colonisé éponges, hydraires ... — Sans spécimen, photo seulement, échantillon 159, 5 janvier 2021, Sainte Rose, 21.11783 S / 55.78518 E, 93 m, vase et substrat dur.

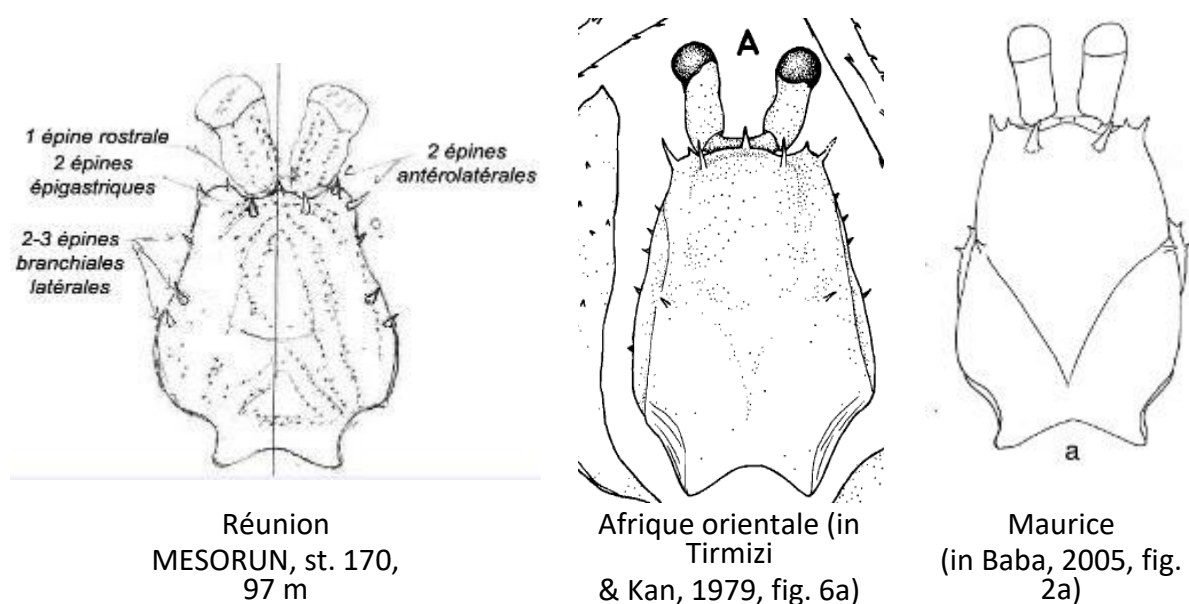


Chirostylus dolichopus – Photos
MESORUN, à gauche en haut,
échantillon 159, 93 m, non prélevé.
Autres photos, échantillon 170, 97
m.

Distribution — *Chirostylus dolichopus* tel qu'il est actuellement admis est distribué dans l'IWP, Somalie, canal du Mozambique, Maurice, Australie, Japon et Philippines entre 35 et 238 m. Poupin *et al.* (sous presse pour mars 2022) ont mis en évidence des différences de coloration évidentes entre les formes du SWIO et celles du Pacifique (Japon) avec probablement l'existence d'une espèce SWIO cryptique, qui reste à décrire. Par leur coloration, comparable à celle de Mayotte, les spécimens de la Réunion appartiendraient à cette forme cryptique. Les signalements en Somalie, Kenya et Mozambique (Tirmizi et Khan, 1979) et celui de l'île Maurice (Baba, 2005) pourraient aussi y correspondre (voir remarques).

Remarques — Des sept espèces de *Chirostylus* actuellement valides, c'est de *Chirostylus dolichopus* que le spécimen examiné est le plus proche en suivant la clé partielle (pour 5 espèces) donnée par Osawa & Nishikiori (1998) lors de la description de *C. rostratus* ; les deux espèces décrites ultérieurement (*C. stellaris* et *C. sandyi*) ne conviennent pas pour la couleur et/ou la morphologie. Le spécimen de la Réunion a les caractères suivants : carapace sans rostre, avec une petite épine rostrale ; une paire d'épine épigastriques juste derrière les pédoncules oculaires, dirigée antéro-latéralement ; pas d'épines gastrique ou cardiaque médianes de part et d'autres du sillon cervical ; deux épines branchiales situées un peu en avant du sillon cervical ; une épine antérolatérale précédée par une épine un peu plus petite à l'angle orbital externe. Globalement il correspond bien à celui figuré par Tirmizi & Kan (1979, fig. 6a) sauf pour la présence d'une 2^{ème} épine branchiale, absente sur le spécimen d'Afrique orientale. De la même façon, le spécimen de l'île Maurice figuré par Baba (2005) est à peu près similaire mais il n'a également qu'une épine branchiale et pas d'épine rostrale (voir figure ci-dessous). Ce dernier caractère semble variable selon Baba (2005 : 16) qui indique '*Rostrum not produced, rounded, with or without spine*'. Dans une liste des Chirostylidae du WIO en cours de publication (Baba *et al.*, in preparation) *C. dolichopus* est provisoirement maintenu dans la région mais avec l'indication qu'ils'agit de déterminations provisoires en attendant un projet de publication par Baba, Corbari & Okuno dans lequel une nouvelle espèce sera probablement établie pour les *C. dolichopus* du WIO.

Aspect de la carapace des *Chirostylus 'dolichopus'* dans l'océan Indien



Anomoures Galatheoidea

Famille Galatheidae Samouelle, 1819

***Allogalatea elegans* (Adams & White, 1848)**

Matériel examiné — 1 femelle Lc (avec rostre) 5,6 mm, 1 femelle ovigère Lc 4,8 mm, échantillon 176a, 13 janvier 2021, Saint Leu, 21.16904 S / 55.27030 E, 97 m, substrat dur colonisé par des éponges, hydraires, comatules ...

Distribution — Dans la révision du genre par Cabezas *et al.* (2011), cette espèce est IWP, signalée de Mer Rouge, Mozambique, Madagascar jusqu'en Indonésie, Taiwan, Philippines, Vanuatu et Nouvelle Calédonie. En complément des signalements non vérifiés par ces auteurs peuvent également être valides (Afrique du Sud, Sri Lanka, Japon, Australie...). Elle se trouve sur des fonds d'une dizaine de mètres jusqu'à au moins 183 m. À la Réunion elle est mentionnée d'une récolte du Marion Dufresne en septembre 1982, campagne MD32, station CP127, à 90 m.

Remarques — Considéré autrefois comme mono-spécifique, avec *Allogalatea elegans*, le genre a été scindé en 4 espèces très proches par Cabezas *et al.* (2011). Ces espèces sont toujours associées à des comatules dans les branches desquelles elles camouflent. Les caractères suivants sont relevés sur les spécimens examinés de la Réunion, permettant de les attribuer à *Allogalatea elegans* : P1 1,4-1,5 fois la longueur de la carapace (ce qui élimine *A. longimana*) ; rostre (largeur à la base au niveau des yeux), modérément long, 2,2- 2,3 plus long que large ; bord dorsal de la pince avec des écailles épineuses comme *A. elegans* ou *A. babai* (*cf.* Cabezas *et al.*, 2011, respectivement, fig. 6B et 6A), ce qui élimine *A. inermis*. Bords mésial et latéral de la pince rectilignes à légèrement convexes ; bords dorsaux des méris de P2 et P3 avec des épines bien distinctes (ce qui indique *A. elegans* ; chez *A. babai* ces épines sont indistinctes) ; mérus de P2 3,65 fois plus long que large (intermédiaire entre *A. babai*/*A. elegans*). La couleur est plus proche de celle illustrée pour *A. elegans* que de celle d'*A. babai* (*cf.* Cabezas *et al.*, 2011, respectivement annexes B, A).



Allogalatea elegans
Photos MESORUN, st. 176, 97 m



***Galathea tanegashimae* Baba, 1969**

Matériel examiné — pas de spécimen. Seulement une photo in situ, échantillon 111, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, substrat dur et détritique.

Distribution — Mise à jour dans Macpherson & Robainas-Barcia (2015) la distribution de cette espèce est très large dans l'IWP, du Mozambique, Madagascar, Mayotte, îles Eparses, Seychelles, Maldives à Japon, Taiwan, Philippines, Mer de Chine, Nouvelle Calédonie, Vanuatu, Papouasie, Vanuatu, Australie à des profondeurs de 1-153 m. C'est un premier signalement formel à la Réunion.

Remarques — Un dessin remarquable en forme de 'X' à la base des doigts de la pince permet de reconnaître cette espèce commune sur les photos (cf. ci-dessous).



Galathea tanegashimae
– Photo MESORUN, sans récolte. Échantillon 111, 75 m ; reconnue sur photo seulement d'après le 'X' caractéristique à la base des doigts de la pince (voir photos dans [Legall & Poupin, 2021](#)).

***Galathea* aff. *autahi* Macpherson & Robainas-Barcia, 2015**

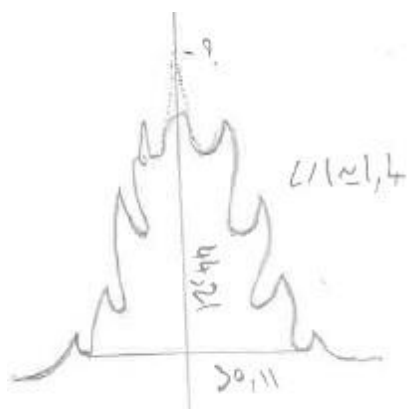
Matériel examiné — 1 mâle Lc 3,3 mm, échantillon 38c, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, dans antipathaire sur un tombant.

Distribution — La forme typique de *Galathea autahi* n'est connue avec certitude que du Pacifique, Marquises, Vanuatu, Nouvelle Calédonie et Australie (NSW), entre environ 10 m et jusqu'à 370 m. Au MNHN, un spécimen en collection des îles Glorieuses a été déterminé par E. Macpherson, non publié à ce jour : BIOMAGLO, Glorieuses, st. CP4796, 80-147 m, det. E. Macpherson, [MNHN-IU-2016-6904](#)).

Remarques — Sans spécimen de comparaison et compte tenu de la complexité du genre, la détermination est proposée provisoirement, d'autant plus que l'espèce retenue ne fait pas partie des 6 espèces pour l'instant signalée avec certitude de la Réunion. En suivant la clé de Macpherson & Robainas-Barcia (2015) plusieurs caractères sont ambigus et ont été testés alternativement. A l'entrée '11' les rides mésogastriques peuvent être interprétées comme '*uninterrupted*' or '*interrupted*'. Dans le premier cas cela mène à *Galathea boucheti* qui pourrait correspondre pour sa distribution géographique (Mer Rouge, Madagascar à Vanuatu, 2-77 m) mais le spécimen de la Réunion s'en distingue par des épines épigastriques moins rapprochées et 3 épines sur le bord flexeur du mérus de Pmx3. *Galathea amamiensis* qui est proche de *G. boucheti* et connue de Madagascar et Mayotte à des profondeurs similaires aurait pu convenir mais cette espèce n'a que 2 épines sur le bord flexeur du mérus de Pmx3. Dans le second cas (entrée 11 avec rides mésogastriques '*interrupted*') le meilleur candidat, avec hésitation car le rostre du spécimen examiné est cassé, est *G. autahi*. D'un point de vue géographique, *G. lemaitrei* proche de *G. autahi* et connu de la Mer Rouge aurait mieux convenu mais plusieurs

caractères de cette espèce ont été vérifiés et ne correspondent pas.

Le spécimen sera envoyé à Macpherson pour confirmer la détermination. Il peut bien sur s'agir d'une nouvelle espèce.



Galathea aff. *autahi* – Aspect du rostre, 1 mâle 3,3 mm, échantillon 38c

Galathea autahi – Couleur de la forme typique (Macpherson & Robainas-Barcia, 2015, fig. 115h)



***Galathea* aff. *nuda* Macpherson & Robainas-Barcia, 2015**

Matériel examiné — 1 femelle ovigère Lc 2,5 mm, 1 male Lc 2,7 mm, échantillon 38b, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, dans antipathaire sur un tombant. — Autres spécimens, peut être conspécifiques, d'après la couleur seulement (voir photos ci-dessous) : 1 sp. Lc 2.0 mm, échantillon 22c, 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, hôte sur substrat dur ; 1 sp. Lc 1.2 mm, échantillon 162a, 6 janvier 2021, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714 E, 75 à 80 m, hôte sur tombant.

Distribution — *Galathea nuda* est une espèce de Polynésie française (îles Australes) et îles Chesterfield, récoltée entre 95-150 m. Elle n'est pas encore signalée du SWIO.

Remarques — La détermination ne peut pas être proposée de façon satisfaisante. Le caractère d'entrée de la clé de Macpherson & Robainas-Barcia (2015 : 13) est ambigu compte tenu de la petite taille des spécimens examinés. Il a été attribué à l'état '*Transverse ridges on carapace dorsal surface mostly obsolescent*' mais il est possible que cet aspect ne soit dû qu'à leur petite taille. En suivant la clé et seulement d'après l'aspect du rostre (l'épipode qui devrait être présent sur les P1 n'a pas été vu) une espèce proche pourrait être *Galathea nuda*, pour laquelle la carapace, pinces et mérus de Pmx3 tels que figurés par Macpherson & Robainas-Barcia (2015, fig. 73) correspondent assez bien. En se basant sur la coloration et les seules espèces illustrées en couleur dans le travail précédent, les spécimens réunionnais ont également quelques ressemblances avec *Galathea schnabelae* des Maldives (18-23 m), mais chez cette

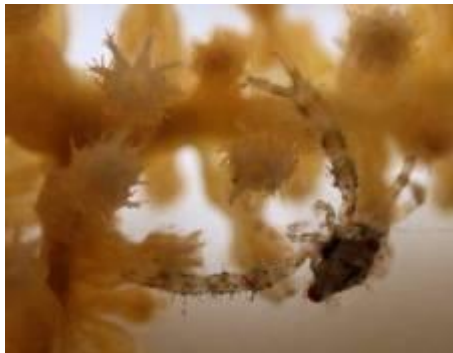
espèce la carapace est striée (photo ci-dessous d'après Macpherson & Robainas-Barcia, 2015, fig. 120D). Les spécimens seront envoyés à Macpherson pour complément de détermination



Échantillon 38b, 75-80 m



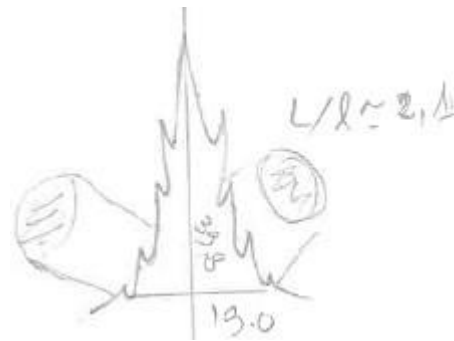
Échantillon 22c, 75-80 m



Échantillon 162a, 75-80 m

Photos MESORUN – *Galathea*
aff. nuda, 75-80 m

Galathea *aff. nuda* – Aspect du
rostre, mâle 2,7 mm,
échantillon 38b



Galathea schnabelae
Macpherson & Robainas-Barcia,
2015, fig.
120D

***Galathea* spp.**

Matériel examiné — Plusieurs spécimens souvent avec une Lc de l'ordre de 0,5 à 1 mm, trop petits pour être déterminés correctement avec la clé des *Galathea* de Macpherson &

Robainas (2015) : 1 juvénile Lc 1,0 mm, échantillon 45c, 22 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12120 S / 55.79000 E, 75 m, substrat dur et vase ; 1 femelle(?) Lc 1,8 mm, échantillon 74a, 1 octobre 2020, Anse des Cascades, 21.19659 S / 55.82976 E, 92 m, vase ; 1 sp. Lc 1,8 mm, échantillon 170c, 13 janvier 2021, Saint Leu, 21.16904 S / 55.27030 E, 97 m, substrat dur colonisé éponges, hydraires ; 1 juvénile 0,8 mm, échantillon 52j, 24 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714 E, 83 m, tombant colonisé avec vase et sable en bas ; 2 juvéniles Lc 1.6 mm, échantillon 104b, 04 novembre 2020, Baie de Saint Leu, 21.17538 S / 55.27256 E, 97 m, substrat dur et sable ; 1 femelle ovigère Lc 2,4 mm, échantillon 26 (avec un doute), 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, substrat dur colonisé sur vase, sable ; 1 juvénile Lc 1,6 mm, échantillon 96e, 03 novembre 2020, Baie de Saint Leu, 21.178469 S / 55.27614 E, 88 m, sable et 'patates'.



échantillon 74, 92 m (peut être *G. aff. nuda*)



échantillon 170, 97 m



échantillon 52, 83 m



échantillon 104, 97 m



échantillon 26, 75-80 m



échantillon 96, 88 m

Photos MESORUN - *Galathea* sp.

Spécimens trop petits pour être déterminés correctement

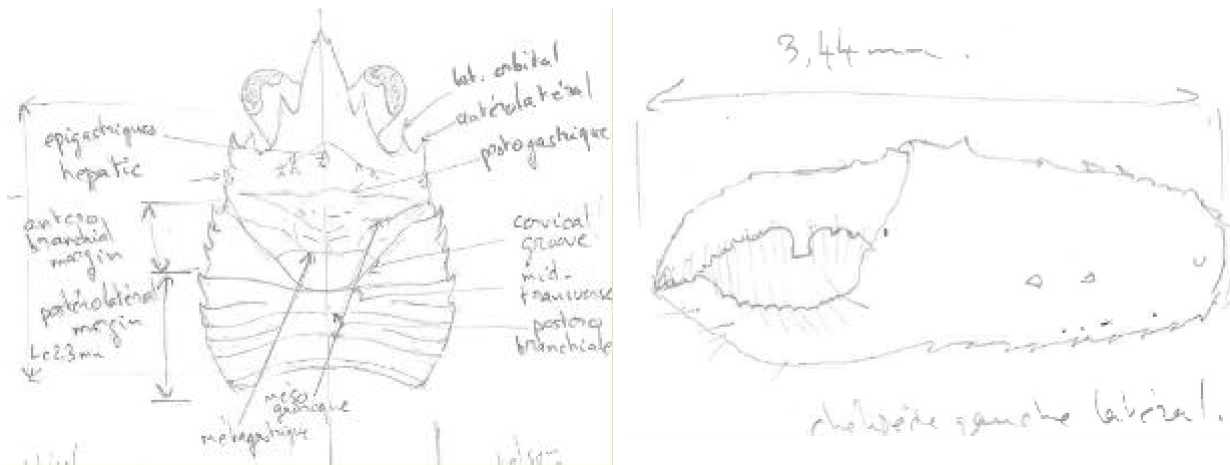
***Phylladorhynchus hylas* Rodriguez-Flores, Macpherson & Machordom, 2021**

Remarques sur le genre *Phylladorhynchus* : la révision du genre IWP *Phylladorhynchus* de Rodríguez-Flores *et al.* (2021) en juillet 2021 permet de revoir les déterminations précédentes effectuées, en attendant mieux, avec un travail concernant la Nouvelle-Zélande et l'Australie orientale. La nouvelle révision, combinant morphologie et séquençage moléculaire, apporte un changement considérable dans la systématique de ce genre, portant le nombre d'espèces connues de 11 à 55. Trois d'entre elles, toutes nouvelles pour la science, récoltées en 1982 pendant la campagne du Marion Dufresne (MD32) entre 70-160 m, sont reconnues à la Réunion - http://crustiesfroverseas.free.fr/search_result.php?genname=Phyllador&refisland=R%E9union : *Phylladorhynchus hylas* ; *P. janiqueae* ; et *P. paula*. Deux d'entre-elles sont reconnues dans les spécimens examinés pour ce travail.

Matériel examiné — 1 femelle, Lc 2,3 mm, échantillon 152a, 5 janvier 2021, Sainte Rose, 21.11783 S / 55.78518 E, 93 m, hôte sur substrat dur. — 1 femelle ovigère Lc 1,7 mm et 1 mâle juvénile Lc 1,3 mm [rostre cassé, pinces et la plupart des pattes manquantes ; globalement similaire à femelle échantillon 152a mais forme des pinces, allongées et fines, très différente, peut-être dû à la petite taille du spécimen avec des pinces de type 'juvénile'], échantillon 76c, 1 octobre 2020, Anse des Cascades, 21.19659 S / 55.82976 E, 92 m. — 1 mâle Lc 2,3 mm [deux grandes pinces présentes, la droite forte avec une dent molariforme, la gauche plus fine ce qui montre la variabilité morphologique de la pince], échantillon 83h, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m — 1 femelle ovigère Lc 2,0 mm [pince droite seule, de forme fine comme échantillon 76c avec doigts des pinces en cuillère ; ride mésogastrique indistincte à absente ; épines épigastriques particulières : 1 épine médiane acérée, 1-2 épines latérales très petites difficiles à distinguer], échantillon 35c, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, hôte sur tombant colonisé.

Distribution — *Phylladorhynchus hylas* est une espèce décrite de la Réunion à 73-77 m, probablement aussi de la mer Rouge. Les précédentes récoltes à la Réunion avaient été faite en 1982 par le Marion Dufresne, campagne MD32, St CP43, 21.3450°S, 55.4483°E, 73–77 m, 18/08/1982

Remarques — Avant la révision de Rodríguez-Flores *et al.* (2021) ces spécimens (versions 1 et 2 du présent rapport) avaient été attribués à *Phylladorhynchus* aff. *erebus* Schnabel & Ah Yong, 2019, une espèce de Norfolk et Kermadec (290-506 m). Une nouvelle détermination est proposée pour cette version 3 en suivant nouvelle clé disponible, avec le cheminement et remarques suivantes : 1 - Epigastric ridge of carapace with spines ; 6 - Parahepatic spines on protogastric region absent ; 7 - Flexor margin of Mxp3 merus with 2–3 prominent spines (attention : ne pas confondre merus et ischion sur le Mxp3 ; sur le sp. 76c l'épine postérieure très forte, l'épine antérieure très réduite ce qui donne l'impression d'une seule épine) ; 8 - Epigastric region with 3–5 spines ; 9 Epigastric region with 3 spines (attention : considéré 5 épines dans un premier temps ; en fait les 2 'épines' extérieures/latérales sont plus des crêtes/tubercules que de vrais épines mais c'est difficile à apprécier) ; 10 - Rostrum leaf-like, with minute or distinct pair of subapical spines, lateral margins convex. P2–4 propodi stout, 4–5 × as long as wide (4.9 mesuré sur 1 patte de 152a, femelle 2,3 mm). Three anterior branchial spines = *P. hylas* sp. nov. L'ambiguïté sur les spécimens examinés quant à la présence de 3 ou 5 épines épigastriques (sur les 4 spécimens examinés il y a une petite spinule/tubercule latéral qui pourrait être compté comme une épine) jette un petit doute sur cette détermination. Si le caractère 5 épines épigastrique est retenu l'espèce correspondante est *P. eneus* sp. nov. des Philippines, Indonésie, Papouasie Nouvelle Guinée et Nouvelle Calédonie, entre 184-563 m, qui correspond moins bien géographiquement.



Phylladorhynchus hylas

Aspects de la carapace et de la pince gauche (vue latérale), st. 152, femelle Lc 2,3 mm



Phylladorhynchus hylas –
Photo

MESORU
N, échantillon 83, 87 m.

***Phylladorhynchus janiqueae* Rodríguez-Flores, Macpherson & Machordom, 2021**

Matériel examiné — Spécimens reçus antérieurement à la mission MESORUN du Mont La Pérouse, 160 km dans le NW, 60-120°m, coll. T. Mulochau 27/10/2019, 2 femelles ovigères, Lc environ 3.5 mm)

Remarques — Ces spécimens, ne font pas parti de la collection MESORUN. ils proviennent du Mont La Pérouse, examinés en 2019. Ils ont successivement été attribués à *Phylladorhynchus pusillus* puis, avec une clé pour la Nouvelle-Zélande et Australie orientale, en attendant une révision plus complète pour l'IWP, à *Phylladorhynchus triginta* Schnabel & Ahyong, 2019, une espèce de Mer de Tasmanie, île Lord Howe, récif Middleton et île Norfolk entre 10-84 m. La révision de Rodríguez-Flores *et al.* (2021) permet de proposer un nom plus satisfaisant avec une espèce déjà signalée des environs de Madagascar et Réunion sur des fonds comparables. Le cheminement dans la clé de ces auteurs ne pose pas de problème, sauf pour les entrées 43 et 48 (voir ci-dessous) : 1 - *Epigastric ridge of carapace with spines* (2 épines); 6 - *Parahepatic spines on protogastric region absent* ; 7 - *Flexor margin of Mxp3 merus with one prominent spine only* ; 23 - *Epigastric ridge with 2–6 spines, without median spine* (2 épines médianes);

25 - Epigastric region always with 2 spines ; 33 - Anterior branchial margin with 3 spines ; 42 - P2–4 dactyli without sharp upright cuticular spines (dactylar spines) at bases of movable spines (au-dessus de chaque épine mobile, implantation d'une soie mais pas d'épine) ; 43 - Pleonal tergite 3 without posterior transverse ridge (pas vu de ride, ni antérieure, ni postérieure caractère pas très évident. Pour tergite 2, une seule ride visible, qui semble médiane) ; 47 - Rostrum with small subapical spines. Anterior upper margin of pterygostomial flap usually smooth ; 48 - Antennal article 3 with distomesial and distolateral spines (pas vu l'épine distolatérale (? cassée) – l'alternative, pas d'épine distolatérale, mène à 2 espèces australiennes qui ne conviennent pas géographiquement).

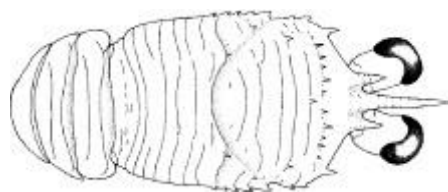
Distribution — Cette espèce est connue du WIO seulement : Madagascar, Réunion et sud de Madagascar (Walter Shoals), entre 18-98 m. Il s'agit du deuxième signalement pour la Réunion, des spécimens ayant déjà été récoltés en 1982 lors de la mission MD32 du Marion-Dufresne (St CP43, 21.3450°S, 55.4483°E, 73–77 m, 18/08/1982).

Famille des Munididae

***Munida foresti* Macpherson & de Saint Laurent, 2002**

Matériel examiné — 1 femelle Lc 2,3 mm, échantillon 38d, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, hôte sur tombant colonisé. — 1 femelle Lc 2,6 mm, échantillon 96e, 3 novembre 2020, Baie de Saint Leu, 21.178469 S / 55.27614 E, 88 m, fond de sable et 'patates corail'. — 1 femelle 2,8 mm, échantillon 175d, 13 janvier 2021, Saint Leu, 21.16904 S / 55.27030 E, 97 m, substrat dur colonisé d'éponges, hydriaires.

Distribution — *Munida foresti* est une espèce du SWIO, décrite de la Réunion (58-70 m) puis signalée par Macpherson *et al.* (2017) dans le nord du canal du Mozambique (entre Glorieuses et Nord Madagascar, campagne BENTHEDI, 35-150 m).



Munida foresti — Aspect de la carapace. D'après Macpherson & De Saint Laurent (2002 : 469, fig. 1A)



Munida foresti

Photos MESORUN — Échantillon
96, 88 m, sans doute la femelle Lc
2,6 mm

Remarques — Les spécimens ont été déterminés avec la clé de Macpherson *et al.* (2017), la plus pertinente car proposée pour les espèces de l'océan Indien. Le cheminement dans la clé est le suivant : 1) *Five spines on lateral margins of carapace behind cervical groove* ; 7) *Lateral parts of seventh thoracic sternites without small granules* ; 9) *Abdominal somites unarmed or with spines on each side of anterior ridge on second tergite* ; 10) *Eyes large, corneas dilated. Maximum corneal diameter equal to or greater than ¼ distance between bases of anterolateral spines* ; 11) *Distal spines of antennular article 1 of different sizes* ; 12) *Distomesial spine of antennular article 1 longer than distolateral* ; 13) *Frontal margin oblique. First anterolateral spine of carapace small, slightly larger than first lateral branchial spine*. Ce qui amène à *Munida foresti*, décrit de la Réunion entre 58-70 m. Les spécimens examinés sont petits, Lc de l'ordre de 2,5 mm, soit près de deux fois plus petits que l'holotype qui mesure 4,4 mm. Pour cette raison les épines sont parfois difficiles à voir, par exemple la 3^{ème} épine latérale, minuscule, seulement visible en contre-éclairage, les épines épigastriques, hépatiques, branchiales, et 'mid-transverse' latérales. La différence de taille entre épine disto-mésiale et disto-latérale de l'article 1 du pédoncule antennaire est très peu marquée, choisie assez arbitrairement comme plus longue. Malgré tout, compte tenu de la localité et profondeurs de récoltes la détermination est proposée avec confiance. Les photos en couleur de MESORUN sont les premières publiées pour cette espèce.

***Sadayoshia edwardsii* (Miers, 1884)**

Matériel examiné — 1 male Lc 4,3 mm, 1 femelle Lc 3,2 mm, échantillon 112, 09 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, substrat dur et détritique.

Distribution — *Sadayoshia edwardsii* est une espèce IWP connue avec certitude de Mayotte, Aldabra, La Réunion, Maurice, Amirantes, Vanuatu, Nouvelle Calédonie, Loyautés, Mariannes, Palau, îles de la Ligne, Polynésie française, entre 3-90 m. Macpherson & Baba (2010) indiquent plusieurs autres localités qui sont douteuses, à vérifier (ex. Madagascar, 170-175 m).

Remarques — Dans un premier temps le spécimen a été reconnu par les marbrures caractéristiques de l'espèce, comme celles de spécimens déjà identifiés de la Réunion pour les programmes BIOTAS et BIOLAVE ([Legall & Poupin, 2021](#) ; Poupin *et al.*, 2013 ; cf. photos ci-dessous) et de Mayotte (Macpherson & Cleva, 2017). Le front correspond bien à *Sadayoshia* tel que dessiné pour la création du genre par Baba (1969, fig. 5a). La clé des espèces de *Sadayoshia* de Macpherson & Baba (2012) donne le cheminement suivant : 1) *Abdominal somite 2 unarmed* ; 3) *Basal antennular article with spine on lateral margin* ; 4) *One (rarely 2) spine mesial to anterolateral spine of carapace. Rostrum with dorsal longitudinal carina.* Ce qui amène à *Sadayoshia edwardsii* et permet de confirmer les déterminations précédentes pour la Réunion faite seulement d'après photos (BIOLAVE, BIOTAS).



Sadayoshia edwardsii – patron de couleur à la Réunion (BIOLAVE, BIOTAS) et Mayotte

(gauche à droite)



Sadayoshia edwardsii Photo MESORUN, échantillon 112, 75 m.

Anomoures Paguroidea

Famille Diogenidae Ortmann, 1892

***Calcinus fuscus* Malay, Komai & Chan, 2012**

Matériel examiné — Photos seulement, pas d'échantillons, échantillon 83d, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable détritique, coquille conservée pour les malacologistes sans prélèvement séparé pour le bernard l'ermite.

Distribution — IWP du Pacifique occidental (Japon, Philippines, Papouasie, Nouvelle Calédonie) et sans doute dans le SWIO (Mayotte, Réunion, à confirmer, voir remarques), entre 2-81 m.



Calcinus fuscus – Photos MESORUN, st. 83, 87 m

Remarques — *Calcinus fuscus* est une espèce apparentée par son patron de couleur à *Calcinus anani* Poupin & McLaughlin, 1998 décrit de Polynésie française. Elle en a été séparée par Malay *et al.* (2012) en combinant les caractères morphologiques et l'analyse en biologie moléculaire. La forme propre à *Calcinus anani* est actuellement considérée comme endémique de Polynésie française et sans doute présente aussi à Hawaii ([Legall & Poupin, 2021](#)). *Calcinus fuscus* est actuellement signalée avec certitude de l'océan Pacifique occidental, Japon, Philippines, Papouasie Nouvelle-Guinée et Nouvelle Calédonie, entre 2-81 m. Elle n'a pour l'instant été reconnue dans le SWIO (Mayotte et Réunion) que d'après des photographies, entre 10-80 m (Poupin *et al.* sous presse). À ce titre il est dommage que les spécimens photographiés n'aient pas été conservés pour pouvoir confirmer de façon plus formelle ces signalements régionaux qui étendent très notablement l'aire de répartition de l'espèce.

***Pylopaguropsis lewinsohni* McLaughlin & Haig, 1989**

Matériel examiné — Photo seulement, pas d'échantillons, échantillon 84a, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable détritique.



Pylopaguropsis lewinsohni –
Photo MESORUN, st. 84, 87
m.

Distribution — Cette espèce est distribuée dans l'IWP de la Mer Rouge, Réunion, Indonésie, Japon et Polynésie française, entre 10-252 m.

Remarques — Comme pour l'espèce précédente les signalements à la Réunion (Poupin *et al.*, 2011, mission BIOLAVE) ne reposent que sur des photographies, sans examen de spécimens. Il est dommage que les spécimens de MESORUN n'aient pas été conservés pour une identification plus formelle.

Famille des Paguridae Latreille, 1802

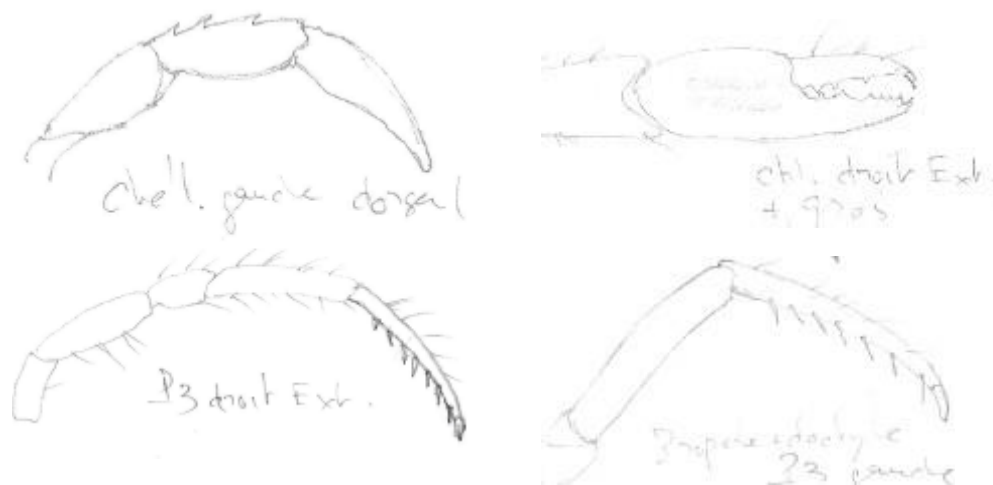
? *Anapagrides* aff. *reesei* (McLaughlin, 1986)

Matériel examiné — 1 femelle Lc 0,9 mm, échantillon non indiquée, probablement 22d d'après la date, lieu et profondeur, et la mention d'un seul anomoure dans le fichier Excel de la mission, '*Anapagrides*', 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, substrat dur colonisé sur vase/sable.

Distribution — *Anapagrides reesei* est une espèce IWP mais avec seulement des signalements rares et géographiquement distants aux deux extrémités de la zone, à Mayotte et la Réunion, dans l'ouest, et au Japon et Hawaii, dans l'est, à des profondeurs de 2-40 m.



? *Anapagrides* aff. *reesei* –
Photo MESORUN, st. 22,
75-80
m



? *Anapagrides* aff. *reesei* – Femelle Lc 0,9 mm, échantillon 22, 75-80 m :
chélipède gauche (dorsal) ; pince chélipède droit, le plus gros (latéral) ; P3 droit
latéral ; propode et dactyle P3 gauche

Remarques — Le spécimen examiné est soit un micro pagure, soit un juvénile d'une espèce plus grosse, non déterminé de façon satisfaisante. Par commodité et comme l'espèce a déjà été signalée de la Réunion, le spécimen est pré identifié à ? *Anapagrides* aff. *reesei*, sans certitude, même pour le genre. Il sera envoyé à T. Komai pour complément d'identification. Les éléments suivants ont été observés : un gonopore distingué difficilement à la base du P3 ; pas vu de tube sexuel sur la coxa de P5, a priori c'est une femelle juvénile ; pédoncules oculaires à peu près de la longueur de l'écusson céphalothoracique ; pas distingué les écailles oculaires à la base des pédoncules oculaires ; la pince droite est légèrement plus grosse que la gauche ; les deux

pinces différent de celles dessinées par McLaughlin (1986, fig. 6 b, c) pour la description de *Nanopagurus reesei* (pas de ligne longitudinale de spinules sur la face externe de la petite pince (gauche), pas de dilatation de la pince droite qui est à peine plus large que la gauche) ; les P2/P3 sont globalement similaires à ceux de McLaughlin (1986, fig. 6 d, e), inermes ; seulement 3 pléopodes impairs sur l'abdomen (normalement 4 chez les femelles *Anapagrides*, cf. Saint Laurent Dechancé, 1966, pour la diagnose du genre) ; la photo disponible montre des pédoncules oculaires et antennules rose vif, des flagelles antennaires avec des bandes alternées sombres et claires, et des pattes avec de larges bandes marron avec des rayures longitudinales plus claires, fines. Le spécimen avait été prédéterminé à '*Anapagrides*', vraisemblablement par comparaison avec les photos d'*Anapagrides reesei* à la Réunion dans Poupin *et al.* (2013 ; rapport BIOLAVE). Il possède en effet le même aspect général avec des pattes longues et grâcles, striées longitudinalement. Par contre, seules les antennules étaient roses sur le spécimen déjà reconnu à la Réunion alors que sur le petit spécimen de MESORUN les pédoncules oculaires sont également remarquablement rose vif (une bonne photographie en couleur d'*Anapagrides reesei* sur Internet est à <https://1023world.net/ypark/anomura/Anapagrides-reesei>). Les différences observées avec *Anapagrides reesei*, en particulier pour les pinces et la couleur, sont peut-être dues à l'aspect juvénile du spécimen et/ou au sexe femelle ?

Brachyours Majoidea

Famille Inachidae MacLeay, 1838

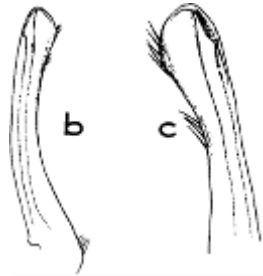
***Achaeus brevifalcatus* Rathbun, 1911**

Matériel examiné — 1 femelle ovigère 5,5 x 4,4 mm, échantillon 34b, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, hôte sur tombant colonisé. — 1 femelle 4,4 x 3,1 mm, échantillon 114a, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, hôte sur substrat dur et détritique [globalement très similaire au spécimen précédent et visiblement conspécifique ; par contre, elle a deux petites épines distales sur les 'cornes rostrales', absentes sur le sp. précédent, peut être un caractère variable]. — 1 mâle 3,9 x 2,2 mm, échantillon HMR019, 1 septembre 2020, Houlographe Le Port, 20.944233 S / 55.27755 E, 65 m, dans antipathaire [ce spécimen mâle se caractérise par : a) pinces renflées ; b) présence de 2 petites spinules distales sur les lobes du rostre (comme le spécimen de st. 114a) ; c) un pléopode conforme à celui d'*A. brevifalcatus*]. — 1 mâle 3,2 x 1,9 mm [épine rostrale et pléopode mâle conformes à *A. brevifalcatus*], échantillon 38c, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, dans antipathaire sur un tombant.

Distribution — *Achaeus brevifalcatus* est IWP, signalée du Golfe de Suez et Mer Rouge, Seychelles, Maurice, Indonésie, Japon et Hawaii, entre 60 et 234 m. C'est un premier signalement à la Réunion.

Remarques — Le genre *Achaeus* est l'un des plus divers chez les Inachidae, avec près de 40 espèces valides dans WoRMS (2021), la dernière en date endémique de l'île de Pâques (*Achaeus umu* P.K.L. Ng & Boyko, 2016). Le spécimen a été déterminé en combinant la clé de Griffin & Tranter (1986), difficile à utiliser car plusieurs caractères sont ambigus, les travaux de Rathbun (1911), et surtout les illustrations de Miyake & Takeda (1969, fig. 1) et Griffin (1970, fig. 9, 10, 14b, c) qui montrent une bonne correspondance des caractères en particulier pour l'aspect du dactyle de P5 (=P4 ambulateur dans Griffin & Tranter, 1986), en

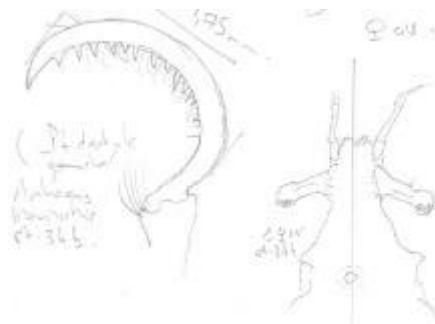
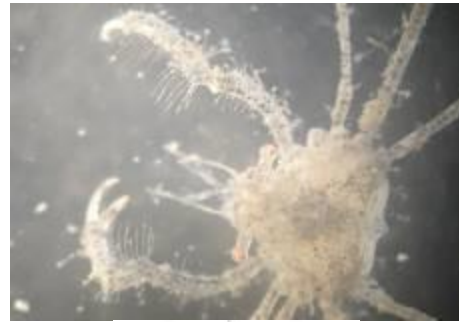
forme de faucille, et l'aspect du pléopode mâle. Ces deux caractères permettent par ailleurs de distinguer *A. brevifalcatus* d'espèces proches comme *A. brevirostris* (Haswell, 1879) ou *A. serenei* Griffin & Tranter, 1986. *Achaeus podocheloides* Griffin, 1970 est également proche des spécimens réunionnais mais s'en distingue immédiatement par l'aspect du pléopode mâle (comparer Griffin, 1970, fig. 14, b-c pour *A. brevifalcatus*, et fig. 14, e-f pour *A. podocheloides*).



Pléopode mâle d'*A. brevifalcatus* d'après Griffin (1970, fig. 14b,c)



Achaeus brevifalcatus
Photos MESORUN, st. 34,
75-80 m



Achaeus brevifalcatus – Gauche, st. 34, femelle ovigère 5,5 x 4,4 mm, dactyle de P5 (P4 ambulatoire) et aspect du rostre (pas de spinules terminales) ; droite : femelle 4,4 x 3,1 mm, échantillon 114a, aspect du rostre (petites spinules terminales).

Les hydraires qui sont fixés sur ce crabe ressemblent beaucoup à ceux observés sur un *Podochela grossipes* à la Martinique ([Legall & Poupin, 2021, photo in situ de Y. Buske](#)). Cette ressemblance entre deux espèces de genres différents est mentionnée par Griffin

& Tranter (1986) qui indiquent que le genre IWP *Achaeus* est 'similaire' au genre *Podochela* dans le WA et EP. *Achaeus brevifalcatus* a été considéré par Ng *et al.* (2008 : 110) comme un potentiel synonyme de *Achaeus brevirostris* (Haswell, 1879) (avec hésitation : ?). Depuis, cette synonymie est affichée comme valide sous WoRMS (2021). Cette appréciation n'est pas étayée. Elle est peut être liée au fait que Rathbun (1911) considère sa nouvelle espèce (*A. brevifalcatus*) comme un synonyme d'*A. affinis*, une espèce actuellement considérée comme synonyme d'*A. brevirostris*. Cependant, Rathbun (1911 : 244) indique clairement que sa correction ne concerne pas *A. affinis* Miers (1884) mais l'une de ses références passées à cette espèce (*A. brevirostris* in Rathbun, 1906 : 877) qui était erronée. Quoiqu'il en soit, compte tenu des incertitudes sur l'origine de la synonymie entre *A. brevifalcatus* et *A. brevirostris*, de la similitude des spécimens réunionnais avec *A. brevifalcatus* (cornes rostrales, dactyle du P5, pléopode mâle) et de la distribution géographique de cette espèce dans le SWIO à des profondeurs similaires, il semble plus logique de retenir *A. brevifalcatus* dans ce travail, ce qui présente en outre l'avantage d'attirer l'attention sur une synonymie potentiellement fautive ou qui doit, pour le moins, être mieux expliquée.



Podochela ? *grossipes*,
Martinique, photo in situ, Y.
Buske, 2014. Espèce affiliée
aux *Achaeus* spp. de l'IWP.
Ce spécimen est recouvert
d'hydrires comme le
spécimen d'*Achaeus*
brevifalcatus examiné de la
Réunion

Famille Epiplatidae MacLeay, 1838

***Xenocarcinus conicus* (A. Milne-Edwards, 1865)**

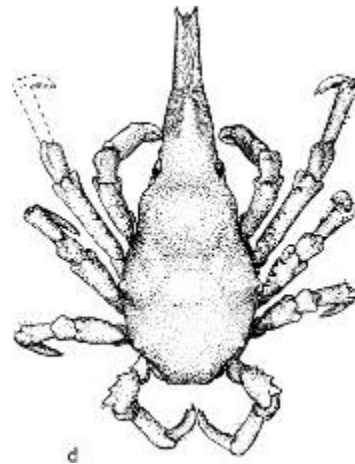
Matériel examiné — 1 male (chélipèdes manquants), Lc 6,2 (sans rostre), 14 mm (avec rostre) x 4,3 mm, échantillon 105d, 4 novembre 2020, Baie de Saint Leu, 21.17538 S / 55.27256 E, 97 m, dans un antipathaire sur substrat dur. — 1 mâle Lc 5,2 mm (sans rostre), 10,0 (avec rostre) x 3,5 mm, échantillon O6 HMR152, 8 septembre 2020, Cap La Houssaye, Saint Paul, 20.983520 / 55.182787, 92 m, dans antipathaire sur roches.

Distribution — Espèce commune de l'IWP, de la Mer Rouge, Golfe Persique, Mayotte, Réunion, Seychelles, Chagos, Andaman, Malaisie, Indonésie, Philippines et Japon, entre 3-80

m. Un spécimen de la Réunion est illustré par Griffin & Tranter (1986) des récoltes de Guézé en 1965 à 70-80 m. L'espèce a de nouveau été reconnue au cours du programme BIOLAVE 2011-12) entre 60-80 m (Poupin *et al.*, 2013). Elle est généralement associée à des antipathaires.

Remarques — La détermination de ces spécimens a été faite avec la clé de Griffin & Tranter (1986 : 101). La spinulation des pattes ambulatoires n'est bien visible que sur le

bord extenseur du mérus de P2, limité à seulement 1-2 épines sur les autres pattes. L'article basal antennaire porte bien une épine antérolatérale, mais seulement d'un côté (? cassée de l'autre côté) et il y a en plus 1 épine sub-distale non mentionnée dans la clé. Malgré tout la détermination est proposée avec confiance, d'autant plus que Griffin & Tranter (1986) illustrent dans leur travail un spécimen réunionnais déposé dans les collections du MNHN (voir ci-dessous).



Xenocarcinus conicus – Photo MESORUN, st. 105, 97 m et spécimen réunionnais au MNHN, illustré par Griffin & Tranter (1986, fig. 30d)

***Lahaina ovata* Dana, 1851**

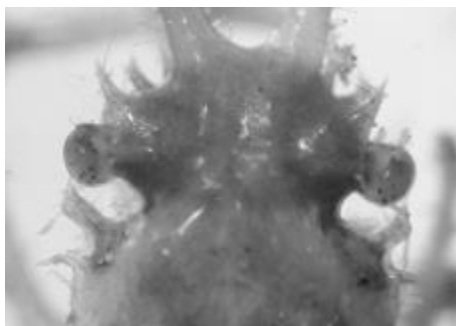
Matériel examiné — 1 mâle juvénile 2,5(3,5) x 1,6 mm [épines rostrales 0,53 fois la longueur carapace], échantillon 115b, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, sur substrat dur et détritique. — 1 femelle juvénile 3,4 (6,3 avec cornes) x 2,3 mm [cornes = 0.85 carapace, photo et dessin de la zone orbitaire ; spécimen examiné à posteriori, semble bien conspécifique du premier ; les cornes rostrales sont nettement plus longues ; la carapace est molle il s'agit d'un spécimen en mue, certaines épines sont très acérées : supraorbitale, intercalaire, post orbitaire, hépatique, branchiales], échantillon 33b, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, sur tombant colonisé. — 1 ?mâle juvénile 3,1 (5,4 avec épines) x 2 mm [examiné en dernier, visiblement conspécifique des 2 autres. Les épines rostrales sont franchement divergentes ; l'épine disto- dorsale forte n'est présente que sur le mérus de P2 (pas sur P3-P5)], échantillon 131b, 27 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 80 m, substrat détritique, coralligène avec algues et éponges.

Distribution — Espèce IWP de Mer Rouge, Mer d'Arabie, Seychelles, Mayotte, Inde, Sri Lanka, Maldives, Chagos, Andaman, Indonésie, Japon, Hawaii et probablement la

Polynésie française (Marquises), petits fonds (1-18 m) à 161 m. C'est un premier signalement pour la Réunion.

Remarques — Les spécimens examinés ont été déterminé avec les clés de Griffin & Tranter (1986). Le petit spécimen à un léger tubercule au tiers distal des épines rostrales ce qui indique le genre *Naxioides* avec des espèces comme *N. taurus* (Pocock, 1890) et/ou *N. carnarvon* Griffin & Tranter, 1986, globalement assez proches et la première déjà connue de la Réunion. Cependant la zone orbitaire des spécimens observés ne convient pas à ce genre. En prenant dans la clé des Pisinae l'alternative '*Rostral spines lacking an accessory spine*' le genre *Lahaina* convient mieux. Dans la clé des espèces (p. 158) les caractères suivants sont vérifiés : "*Postorbital lobe not strongly produced, apex close to antorbital lobe ; upper orbital*

hiatus subcircular ; cardiac region inflated with a strong tubercle at summit ; anterior pterygostomian spine robust, strongly curved forwards, smooth ; posterior carapace margin smooth". Ils correspondent à *Lahaina ovata* déjà reconnue à Mayotte (Poupin *et al.*, 2018), avec en particulier ce caractère, bien vérifié : "*in this species the hiatus between the eave and postorbital lobe is rounded and has a minute spine in its middle (Griffin, 1974) which is not figured on the plate by Dana (1855, pl. 2, fig. 1) for the original description of the species*". Les autres éléments de diagnose observés sont : carapace avec 1 épine hépatique, 3 épines branchiales, 1 épine postéro-latérale, renflement gastrique et cardiaque sans épines (tubercules), épine intestinale marquée ou érodée ; marge supra-orbitaire avec épine antérieure et postérieure, la postérieure un peu plus petite ; lobe post-orbitaire allongé, de forme rectangulaire avec une épine antérieure dirigée vers l'avant jusqu'au niveau de l'épine postérieure supra-orbitaire, épine intercalaire acérée et fine ; les épines rostrale ne sont fortement divergentes à leur base que sur le petit spécimen. Il y a bien une forte épine disto- dorsale sur le mérus de P2 mais elle n'a pas été vue sur les autres pattes lorsqu'elles étaient présentes. Globalement, il y a quelques petites divergences avec la description de *Lahaina ovata* donnée par Griffin (1974 : 15, sous *Hyastenus ovatus*), par exemple il n'a pas été vérifié que "*the lateral margin of the basal antennal article bears a small lobe near the base*", mais elles peuvent être attribuées à la petite taille et/ou au mauvais état des spécimens.



Lahaina ovata – échantillon 33b, 1 femelle juvénile – Détail du hiatus orbitaire illustrant sa forme circulaire caractéristique avec une petite épine médiane.

***Hyastenus inermis* (Rathbun, 1911)**

Matériel examiné — 1 femelle juv. 5,2 (6,9 avec cornes) x 3,0 mm, échantillon Opt 9, Ste Rose, 80 m, 26 décembre 2020. — 1 femelle ovigère 8,5 (11 avec cornes) x 5,3 mm [Chez cette 'grosse' femelle les bosses gastriques, cardiaques et intestinales de la carapace sont plus développées que chez le sp. Opt 9, plus petit, mais sans atteindre toutefois le développement très marqué d'*Hyastenus tabolongi* Lee & Ng, 2019, une espèce voisine], échantillon 175d, 13 janvier 2021, Saint Leu, 21.16904 S / 55.27030 E, 97 m, substrat dur colonisé par éponges, hydraires ... — 1 mâle 7,2 (9,9) x 4,5 mm [Les bosses dorsales sur la carapace sont à peine marquées ; le pléopode (1 seul avec son extrémité distale) est comparable à celui d'*H. inermis* comme figuré par Lee & Ng (2019) 'with ear-like lobe at tip'], échantillon HMR019, 1 septembre 2020, Houlographe Le Port, 20.944233 S / 55.27755 E, 65 m, dans antipathaires. — 1 femelle juv. 4,9 (6,2 avec épines rostrales) x 2,9 mm [conspécifique des autres spécimens], échantillon 38c, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, dans antipathaire sur un tombant.



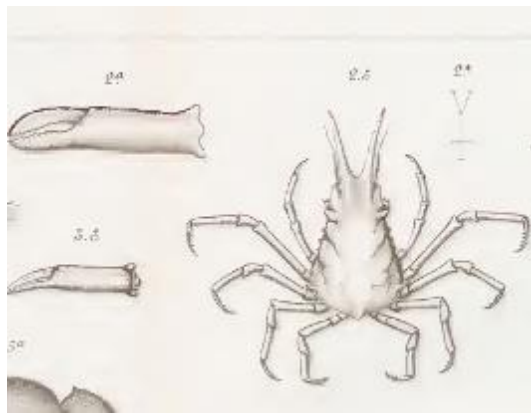
Photos MESORUN, échantillon 175d, 97 m

Distribution — Espèce WIO, connue avec certitude de Somalie (Cap Guardafui), Kenya (Mombassa), Seychelles (Amirante), Maurice (Cargados Carajos), entre 28-140 m. Probablement pas d'Iran et golfe Persique (cf. remarques de Lee & Ng, 2019 : 494 sur les signalements de Naderloo et coll. dans cette région, avec un pléopode différent pour la région, indice d'une espèce nouvelle à décrire). C'est un nouveau signalement à la Réunion, confirmé par l'examen du pléopode mâle.

Remarques — Les spécimens ont été déterminés avec les clés de Griffin & Tranter (1986) et la redescription, photos et dessins de Lee & Ng (2019) pour *Hyastenus inermis*.

Rathbun (1911, pl. 20, fig. 6) donne également une photographie de cette espèce. Le pléopode mâle a pu être examiné sur un spécimen, portant un petit lobe apical conforme à celui dessiné par les auteurs précédents, ce qui assure la détermination. Les spécimens examinés sont recouverts d'hydrides, comme illustré dans ce travail pour les *Podochela* américains. D'après N. Gravier Bonnet (com. pers.) il s'agit d'un hydrozoaire, Anthoathecata, Eudendriidae, du genre *Eudendrium*. Un 'camouflage' du même type est mentionné dans le travail de Lee & Ng (2019) pour leur espèce voisine, *H. tabolongi*, avec les commentaires du plongeur photographe A. Podzorski (p. 496) : "The habitat of this crab is very specialized and to date, absolutely consistent. It is found exclusively on a sparsely branched species of black Epizoanthus illoricatus Tischbierek, 1930 [Hexacorallia: Epizoanthidae]. The crab places many polyps of Epizoanthus illoricatus all over its body, so much so it is almost impossible to distinguish the crab from the colony ...".

Hyastenus
subinermis
s
Zehntner, 1894, pl. XII,
fig. 2



A la Réunion Monod (1975 : 1008) a mentionné une autre *Hyastenus*, *H. subinermis* Zehntner, 1894 (coll. Plessis, 450 m, det. R. Serène). Les illustrations de Zehntner (1894, pl.

XII, fig. 2) ont été vérifiées et montrent que cette espèce a une épine sur les régions branchiales et qu'elle ne peut pas être confondue avec *H. inermis*.

***Menaethiops* aff. *nodulosus* (Nobili, 1905)**

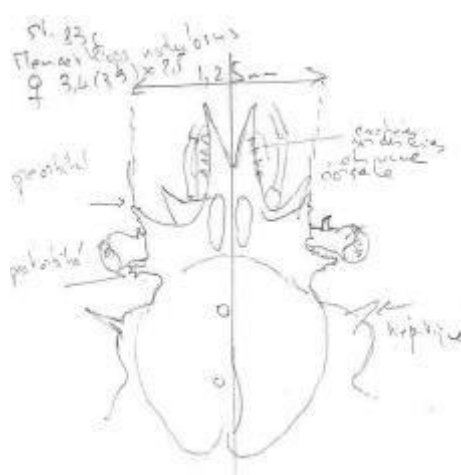
Matériel examiné — 1 femelle sans œufs mais semble mature, abdomen dilaté et lâche, 3,4 (3,9 avec cornes) x 2,5 mm, échantillon 83g, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sur sable détritique. — Anciennes récoltes à la Réunion — 1 mâle juvénile, coll. BIOLAVE, 2 décembre 2011, plongées à 10-30 m, pre-det. J. Poupin 25 janvier 2013, avec examen du pléopode mâle (2 lobes distaux triangulaires), spécimen non conservé, attribué à *Menaethiops ?nodulosus*, sans doute de la même espèce que le spécimen de MESORUN d'après les deux taches rectilignes claires sur la carapace en arrière des cornes rostrales, à peu près de la même longueur que celles-ci (voir photos, dessins et remarques ci-dessous).

Distribution — *Menaethiops nodulosus* est WIO, Mer Rouge et Golfe Persique et Mayotte, entre 1-22 m. La forme *Menaethiops* aff. *nodulosus* reconnue ici serait nouvelle et endémique de la Réunion, entre 10-87 m.

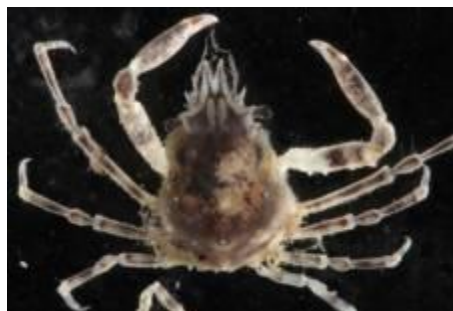
Remarques — Avec la clé de Griffin & Tranter (1986) le spécimen examiné s'apparente à *Menaethiops nodulosus* (Nobili, 1905) ou *M. natalensis* Barnard, 1955. Guinot (1962) (voir aussi Peyrot-Clausade & Serène, 1976 : 1346) sépare ces deux espèces sur la base d'une spinule sur le bord orbital inférieur, non présente chez *M. natalensis* (cf. dessins de Barnard, 1955, fig. 3e). Sur le spécimen de la Réunion ce bord porte 4-5 petites spinules (dessins ci-dessous) ce qui le rapproche de *M. nodulosus*. Un caractère remarquable est la présence sur le spécimen examiné de 4 dents triangulaires à la base des cornes rostrales, sur la moitié proximale du bord externe (dessins ci-dessous). Ces dents n'ont pas été aperçues en premier examen et ne sont bien visibles qu'en vue ventrale. Elles semblent uniques dans le genre. Elles ne sont pas présentes chez *M. nodulosus* dont le type (La photo du type est disponible dans les collections MNHN à <http://coldb.mnhn.fr/catalognumber/mnhn/iu/2014-19858>) est illustré en vue ventrale par Guinot (1962, fig. 23) ni mentionnées pour la redescription de cette espèce par Kazmi & Tirmizi (1999). Elles ne sont pas non plus mentionnées pour les autres espèces passées en revue par Guinot (1962) ou dans les descriptions plus récentes de *Menaethiops gadaniensis* Q.B. Kazmi & Tirmizi, 1999 et *Menaethiops abumusa* Naderloo, 2015. Les spécimens de la Réunion appartiendraient donc à une nouvelle espèce qui nécessite de nouvelles récoltes pour être décrite, en particulier pour examiner le pléopode du mâle.



Menaethiops aff. nodulosus –
Photo MESORUN, st. 83,
87 m



Menaethiops aff. nodulosus – Échantillon 83, femelle 3,4 x 2,5 mm, région antérieure de la carapace (dorsale, droite), ventrale (gauche) ; remarquer : a) les dents triangulaires sur le bord proximal externe des cornes rostrales ; b) les deux taches longilines sur la carapace, dans le prolongement des cornes rostrales.



Menaethiops aff. nodulosus – Réunion (10-30 m), spécimen BIOLAVE 2011, 1 mâle, non conservé, illustrant les deux taches longilines en arrière des cornes orbitales

Remarques sur la présence de *Menaethiops natalensis* à la Réunion – Cette espèce y a été signalée par Ribes (1978). Dans la région elle a également été signalée de Madagascar par Peyrot-Clausade & Serène (1976). Ces derniers auteurs en donnent une photo (pl. 1C) sur laquelle le spécimen malgache a les cornes rostrales jointes sur environ

la moitié de leur longueur. Ce n'est pas le cas sur le dessin que donne Barnard (1955, fig. 3d-e) pour *M. natalensis*, jetant un doute sur ce signalement malgache. Les différences entre *Menaethiops nodulosus* et *M. natalensis* ne sont pas très convaincantes, essentiellement la présence (*M. nodulosus*) ou non (*M. natalensis*) d'une petite spinule sur le bord orbital inférieur. Guinot (1962) a d'autre part attiré l'attention sur les ressemblances entre ces deux espèces qui n'ont pas été comparées pour la description de *M. natalensis*. *Menaethiops natalensis* pourrait donc être un synonyme de *M. nodulosus*. Le signalement de Ribes (1978) pourrait quant à lui être le *M. aff. nodulosus* reconnu dans ce travail.

Brachyourses autres

Famille Pilumnidae Samouelle, 1819

***Pilumnus longicornis* Hilgendorf, 1878**

Matériel examiné — 1 femelle 7,5 x 9,4 mm [carapace et pattes démembrées, visiblement une 'exuvie' récoltée sur le sédiment], échantillon 87, 8 octobre 2020, Pointe au Sel, 21.20294 S / 55.27469 E, 87 m, sable et débris. — 1 femelle juvénile 4,5 x 5,4 mm [Vérifié les mêmes caractères que le spécimen précédent. Les épines sur les mérus ambulatoires sont parfois peu développée, en particulier l'épine proximale qui est très petite, mais elles sont présentes], échantillon HMR019, 1 septembre 2020, Houlographe Le Port, 20.944233 S / 55.27755 E, 65 m, dans antipathaire (HYDMER). — 1 femelle juvénile 3,9 x 4,6 mm [caractères précédents vérifiés, sauf épines sur bord dorsal mérus P2-P5, seulement 1-2 épines (à chercher du côté mésial car non visible du côté latéral), sans doute dû au caractère juvénile du spécimen], échantillon 35c, 17 septembre 2020, Sainte Rose, 21.12040 S / 55.78695 E, 75 à 80 m, vase et tombant colonisé.

Distribution — Cette espèce a été décrite du Mozambique et est commune dans LE WIO (Madagascar, Mayotte, Réunion, Seychelles, Amirantes, Saya de Malha Bank, Cargados Carajos, Maurice) et distribuée dans tout l'IWP jusqu'à Hawaii. Connue de 10-85 m (85 m in Sakai 2004, et Castro 2011 pour Hawaii) ce qui correspond à la profondeur maximale de récolte, très légèrement supérieure ici (87 m ; mais il s'agit d'une carapace morte qui a pu glisser le long des pentes).

Remarques — L'espèce a d'abord été reconnues des photos de Mayotte dans Poupin *et al.* (2018) et [Legall & Poupin \(2021\)](#). Cette espèce avait également été reconnue (avec hésitation) du programme BIOLAVE à la Réunion. La détermination a été confirmée en utilisant la clé de détermination proposée par Takeda & Miyake (1968) avec ces remarques : le bord infra-orbitaire porte quelques spinules, peu visibles ; les pattes ambulatoires ne sont armées que sur le bord dorsal des méri.



Pilumnus longicornis –
Photo
MESORU
N, échantillon 87, 87 m

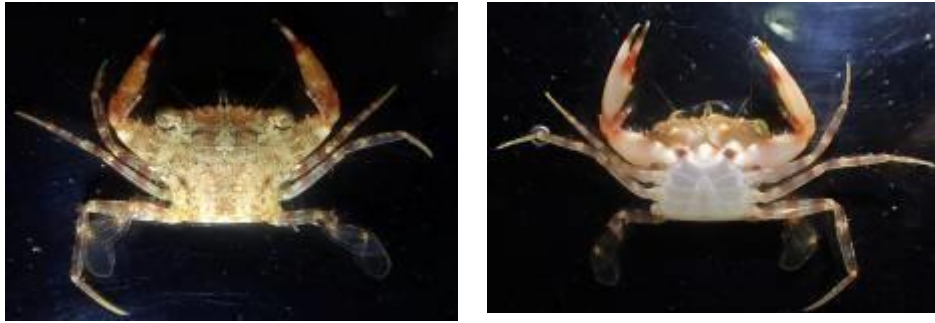
Famille Portunidae Rafinesque, 1815

***Thalamita spinifera* Borradaile, 1902**

Matériel examiné — 1 femelle 8,6 x 11,7 mm, échantillon 197c, 20 janvier 2021, Saint Leu, 21.18784 S / 55.27535 E, 85 m, substrat dur colonisé éponges, gorgones, corail noir, photo au labo. — 1 mâle juvénile 7,0 x 8,5 mm [similitudes avec *Gonioinfradens paucidentatus* en examen rapide (Apel & Spiridonov (1988 : 226) ont attiré l'attention sur la possibilité de confondre les juvéniles de *Gonioinfradens paucidentatus* avec *Thalamita spinifera* en utilisant les clés de Crosnier (1962) et de Stephenson (1972)) mais le front et les dents antérolatérales sont similaires au sp. précédent, ainsi que les pseudo-anneaux colorés sur les doigts de la pince] échantillon Opt 9, Sainte Rose, 26 décembre 2020, 80 m.

Distribution — *Thalamita spinifera* est une espèce IWP commune, connue de Mayotte, Madagascar, Réunion, Indonésie, Australie, Nouvelle Calédonie, Japon, jusqu'à Hawaii et Polynésie française, entre 20-433 m.

Remarques — Testés avec les clés d'Apel & Spiridonov (1998) la sous-famille des Thalamitinae est facilement identifiée mais la clé des espèces, limitée à celles du golfe Arabique, ne convient pas (en particulier elle ne comprend pas *T. spinifera*). Avec la clé de Crosnier (1962) plus ancienne mais qui convient mieux géographiquement : a) article basal des antennes assez large, à angle antéro-externe lobulé ; b) flagelle antennaire non en communication avec l'orbite ; c) bords antérolatéraux découpés en 6 dents ; d) deuxième dent antérolatérale très petite, ce qui amène à *Thalamita* ; e) extrémité des doigts des chélicèdes pointue ; f) front découpé en 6 lobes ; g) dent 1 des bords antérolatéraux avec une petite dent à sa base, ce qui amène à *Thalamita spinifera*, déjà connue de la Réunion, coll. Marion Dufresne, MD32, 1982, 53-77 m. La couleur sur les pince avec de pseudo anneaux rouge brique à la base des doigts et dans le 1/3 distal correspond bien à cette espèce photographiée dans [Legall & Poupin \(2021\)](#). Le plus gros spécimen est un peu différent de la description de Crosnier (1962) et des spécimens examinés autrefois de Mayotte par sa 5^{ème} dent antérolatérale, nettement plus petite que la dent 6 alors que ces 2 dents sont sensiblement de même taille chez les spécimens typiques. C'est peut-être en raison de la petite taille du spécimen (8,6 x 11,7 mm) presque 2 fois plus petit que le spécimen examiné de Mayotte (14 x 20 mm). Les photos de MESORUN montrent que les yeux sont verts sur le vivant, peut être un bon caractère pour une détermination de terrain rapide.



Thalamita spinifera – Photos MESORUN, 1 femelle 8,6 x 11,7 mm, échantillon 197c, 85 m

Famille Trapeziidae Miers, 1886

***Quadrella maculosa* Alcock, 1898**

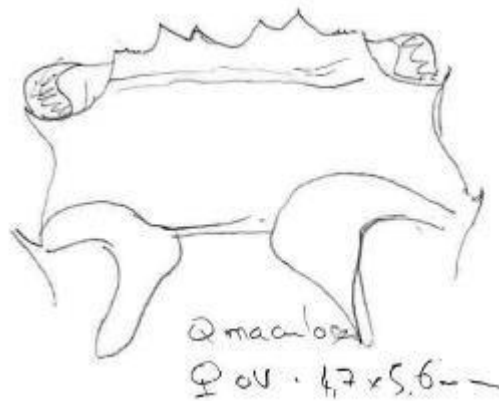
Matériel examiné — 1 femelle ovigère 4,7 x 5,6 mm, échantillon 24c, 27 août 2020, Sainte Rose, 21.12070 S / 55.78714, 75 à 80 m, dans antipathaire sur substrat dur.

Distribution — Espèce associée à des antipathaires, commune de l'IWP de Mer Rouge, Kenya, Madagascar, Seychelles (Amirante), Mayotte, Réunion, Maurice, Maldives, Inde, Ceylan, Moluques, Indonésie, Nouvelle Calédonie, Australie, Philippines, Japon, Nouvelle Guinée et Polynésie française, entre 3-341 m. Par contre, les crabes *Quadrella* ne sont toujours pas signalés d'Hawaii (cf. Castro, 2011).

Remarques — Cette espèce peut être confondue avec *Quadrella serenei*. Les deux espèces sont généralement associées à des antipathaires, parfois observées ensemble sur le même hôte. La coloration sur le vivant (photos ci-dessous) permet de reconnaître *Q. maculosa* : les yeux sont rouges (jaune chez *Q. serenei*), les pinces ont un dessin 'marbré' (uniformément brunes, orangées ou presque noires chez *Q. serenei*), la carapace porte un dessin en forme de 'doubleboomerang' disposés de part et d'autre de la ligne médiane (absent ou peu défini chez *Q. serenei*). Des spécimens ayant perdu toute coloration peuvent se distinguer par l'aspect du front (avec un 'V' médian plus large chez *Q. maculosa* ; cf. dessins ci-dessous) et par les épines acérées que porte le bord flexeur du mérus des chélicères (réduites à des granules plus ou moins épineux chez *Q. serenei* bien que pouvant être présentes chez les juvéniles de cette espèce). En complément, sur les spécimens examinés pour ce travail il a été remarqué que les pinces portent un petit duvet ras chez *Q. maculosa*, non observé chez *Q. serenei*.



Quadrella maculosa
Photos MESORUN, échantillon 24,
75-80 m



Quadrella serenei et *Q. maculosa* – Comparaison des épines du bord frontal avec

un 'V' médian plus large chez *Q. maculosa* ; sur la carapace, remarquer également le dessin en 'double boomerang' chez *maculosa* (seulement une ligne blanche reliant les 2 yeux chez *serenei*).

***Quadrella serenei* Galil, 1986**

Matériel examiné — 1 male 9,2 x 11,1 mm, 1 femelle 6,6 x 7,6 mm, échantillon HMR 055, 2 septembre 2020, Cap La Houssaye, secteur de Saint Paul, 21.002767 S / 55.242483 E, 68 m, hôte sur roches [Suture entre sternites thoraciques 2-3 pas très distincte ; chélicèdes longs, le mérus plus de 2/3 de Lc (env. 1 fois Lc) ; couleur correspondant à celle de Castro (2002, fig. 2)]. — 1 male 5,1 x 5,7 mm, échantillon 110a, 9 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 75 m, dans antipathaire [suture sternite 2/3 visible ; tubercules sur bord flexeur mérus chélicèdes sous forme d'épines, pas des tubercules (? caractère juvénile) ; bord antérolatéral de la carapace avec une petite spinule secondaire entre épine branchiale et angle antéro-externe oculaire (? caractère juvénile.) ; bande blanche non régulière entre les yeux et une deuxième bande irrégulière également entre les épines épi-branchiales (? caractère juvénile pour cette 2^{ème} bande)].

Distribution — Comme pour l'espèce précédente *Quadrella serenei* à une large distribution IWP, connue de Kenya, Madagascar, Seychelles, Réunion, Maurice (Cargados Carajos), Chagos, Nicobar, Thaïlande, Vanuatu, Japon, jusqu'à la Polynésie française (Marquises), entre 10-466 m. Un nouveau signalement pour Mayotte est en cours de publication dans Poupin *et al.* (sous presse pour 2022).



Échantillon HMR 055, 68 m



Échantillon 110a, 75 m

Quadrella serenei – Photos MESORUN

Remarques – *Quadrella serenei* peut être confondu avec *Q. maculosa*. Les caractères utiles pour séparer ces deux espèces sont mentionnés sous *Q. maculosa*. La confusion est surtout possible pour les juvéniles. Par exemple, le spécimen de *Q. serenei* de la échantillon 110a (voir photo MESORUN) avait été pré-identifié comme '*Q. maculosa*' à cause de la bande claire située entre les épines épi-branchiales qui s'apparente un peu aux 'double boomerangs' symétriques caractéristiques de *Q. maculosa* et à cause d'épines bien développées sur le bord flexeur du mérus du chélicède (pas des tubercules). Il a été finalement attribué à *Q. serenei* en se basant sur la disposition des épines du front (avec un 'V' médian moins ouvert que chez *Q. maculosa*) et de la couleur jaune des yeux (rouge chez *Q. maculosa*). Cette couleur jaune se retrouve à l'extrémité des pinces et pattes ambulatoires, ce qui n'est pas le cas chez *Q. maculosa* ou ces parties sont tout au plus décolorées ou jaune très pâle. Castro *et al.* (2004) ont donné une clé pour séparer les 6 espèces de *Quadrella* actuellement reconnues. Le premier caractère de leur clé '*Suture between thoracic sternites 2 and distinct, complete*' ne semble pas toujours très net, pouvant entraîner une erreur de détermination. Finalement, la couleur des yeux semble le caractère le plus simple et le plus rapide pour séparer rapidement ces deux espèces en plongée ou sur photos.

Famille Xanthidae

***Liomera rubra* (A. Milne-Edwards, 1865)**

Matériel examiné — 1 femelle juvénile 8,3 x 13,8 mm, échantillon 135a, 27 novembre 2020, Pointe au Sel, 21.20383 S / 55.27436 E, 80 m, fond détritique coralligène, avec algues, éponges.

Distribution — Espèce IWP, Mer Rouge, Afrique orientale, Tanzanie, Zanzibar, Madagascar, Glorieuses, Mayotte, Maurice, Hawaii, Polynésie française, de 5 à 150 m. Bien que commune elle n'avait pas encore été signalée de façon formelle à la Réunion.

Remarques — Le spécimen a été déterminé avec la clé de Serène (1984 : 48), avec une

petite hésitation pour les choix proposés en '18' pour l'aspect des dents antérolatérales de la carapace, levée en comparant dans les planches de Serène (1984) les photos de *L. margaritata* (pl. 7a) et *L. rubra* (pl. 6f). Le spécimen type de *L. rubra* est déposé au MNHN avec une bonne photographie ([MNHN-IU-2014-22612](https://mnhn.u-22612.fr/)). La couleur rouge uniforme du spécimen correspond bien à la description de Serène (1984) mais les doigts des chélicèdes ne sont pas noirs, ils sont foncés à la base, blancs à l'extrémité, une variation sans doute liée à la taille ou au sexe.



Liomera rubra – Photo
MESORUN, échantillon
135, 80 m

Macro-espèces communes reconnues sur photos

En complément de la liste précédente, les espèces communes suivantes, plus grandes et non obligatoirement associées à des hôtes sessiles, ont été reconnues sur les photos des plongées MESORUN. Ces espèces n'ont pas été prélevées et étaient déjà connues de la Réunion.

Espèce	Échantillons	Profondeurs
<i>Justitia longimana</i> (H. Milne Edwards, 1837)	52, 147, 177, 264	83-95 m
<i>Lysmataamboinensis</i> (De Man, 1888)	83, 144, 157, 184, 193, 262	87-110 m
<i>Munida barbeti</i> Galil, 1999	128, 147, 263	95-102 m
<i>Plesionika narval</i> (Fabricius, 1787)	52, 127, 147, 260	83-102 m
<i>Stenopus hispidus</i> (Olivier, 1811)	28, 45, 126	75-102 m
<i>Stenopus pyrsonotus</i> Goy & Devaney, 1980	28, 45, 125, 146, 194	75-102 m
<i>Urocaridella antonbruunii</i> (Bruce, 1967)	129, 147, 260	95-102 m

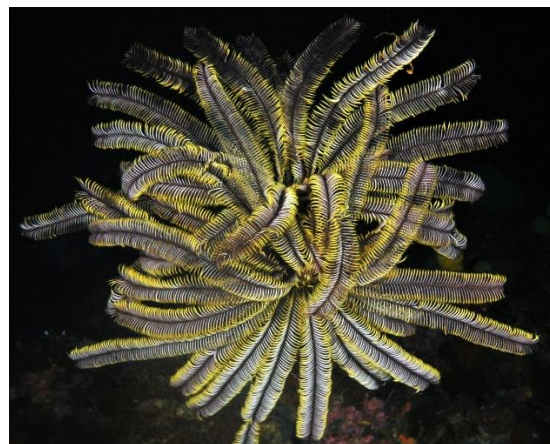
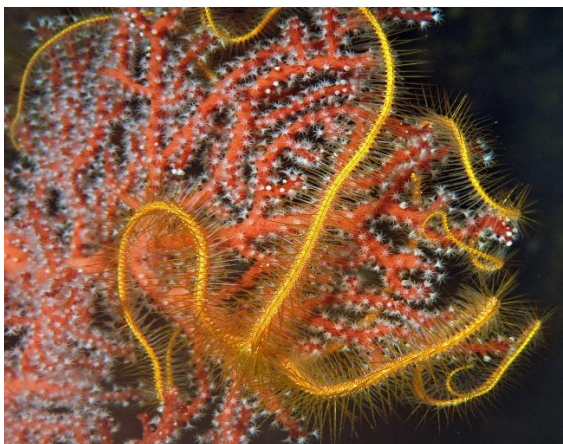
3.2.4 Les échinodermes (Echinodermata)

Ces expertises ont été faites par E. Boissin (ophiures), C. Mah (étoiles), C. Messing (crinoïdes), F. Ducarme et T. Mulochau (oursins) et G. Paulay, C. Conand et T. Mulochau (holothuries).

20 espèces d'échinodermes ont été inventoriées en zone mésophotique lors du programme MesoRun. La classe des Ophiuridea est la mieux représentée avec 10 espèces (Tab. 18 et photos 26). Les 56 échantillons d'ophiures ont permis de faire des analyses génétiques (Criobe – E. Boissin) qui ont permis de compléter les expertises morphologiques. Les espèces les plus représentées dans les échantillons sont *Ophiotela mirabilis* et *Ophiothrix purpurea*, et 3 espèces d'ophiures sont nouvelles pour La Réunion. La classe des Crinoidea est représentée par 4 espèces, dont *Cenometra emendatrix* qui a été déterminée à partir d'un prélèvement. Trois espèces d'Asteroidea, deux espèces d'Echinoidea et une seule espèce d'Holothuroidea, *Holothuria leucospilota*, ont été observées. Cette espèce d'holoturie est l'une des plus communes et abondantes dans les lagons à La Réunion. Elle a été observée à Mayotte en 2018 pour la première fois en zone mésophotique dans le sud ouest de l'océan Indien, puis sur le mont La Pérouse en 2019 et pendant MesoRun à une profondeur de 100 m. Des analyses génétiques sont en cours pour essayer de déterminer si c'est bien la même espèce qui évolue dans les lagons et en zone mésophotique.

Classes	Familles	Genres - Espèces	Remarques
Asteroidea	Goniasteridae	Fromia nodosa	
Asteroidea	Goniasteridae	Ferdina flavescens	
Asteroidea	Ophidiasteridae	Cistina aff. columbiae	
Crinoidea	Antedonidae	Dorometra cf. mauritiana	
Crinoidea	Colobometridae	Decametra sp	
Crinoidea	Tropiometridae	Tropiometra carinata	
Crinoidea	Colobometridae	Cenometra emendatrix	
Echinoidea	Cidaridae	Eucidaris metularia	
Echinoidea	Cidaridae	Stylocidaris badia	sp mésophotique
Holothuroidea	Holothuriidae	Holothuria leucospilota	première observation en zone mésophotique à La Réunion
Ophiuridea	Amphiuridae	Amphipholis squamata	
Ophiuridea	Amphiuridae	Amphiura aff. luetkeni	peut être nouvelle pour La Réunion
Ophiuridea	Amphiuridae	Ophiactis macrolepidota	New Run
Ophiuridea	Euryalidae	sp	
Ophiuridea	Gorgonocephalidae	Astroboa sp	
Ophiuridea	Ophiomyxidae	Neoplax ophiodes	
Ophiuridea	Ophiotrichidae	Ophiothrix sp	
Ophiuridea	Ophiotrichidae	Ophiothela mirabilis	New Run
Ophiuridea	Ophiotrichidae	Ophiothrix purpurea	New Run
Ophiuridea	Ophiotrichidae	Ophiothrix trilineata	

Tableau 18. 20 espèces d'échinodermes ont été inventoriées lors du programme MesoRun. Les espèces notées « New Run » sont recensées pour la première fois à La Réunion



Photos 26. De nombreux spécimens d'*Ophiothrix purpurea* ont été observés en zone mésophotique pendant le programme MesoRun (en haut à gauche). Le crinoïde *Cenometra emendatrix* a été observé à Saint Leu à 100 m de profondeur (en haut à droite). Les oursins ont rarement été observés, l'espèce *Stylocidaris badia* observés et collectée à Sainte Rose à 80 m de profondeur a été mise en collection au MNHN (en bas à gauche). L'holothurie *Holothuria leucopsilota* n'avait jamais été observée à La Réunion en zone mésophotique (en bas à droite)

3.2.5 Les scléactiniaires (coraux durs) (Cnidaria – Anthozoa – Hexacorallia)

Ces expertises ont été faites par L. Bigot, G. Faure et M. Pichon.

9 espèces de scléactiniaires ont été inventoriées, les espèces les plus fréquemment rencontrées aux profondeurs explorées appartiennent au genre *Leptoseris* de la famille des Agariciidae (Tab. 19). Ils sont encroûtants en forme de plaque ou de coupelle maximisant ainsi la surface exposée à la lumière (photos zz). De nouveaux records de profondeur ont été enregistrés pour *Leptoseris hawaiiensis* et *L. scabra* à la Réunion entre 75 et 100 m, espèces qui étaient auparavant signalés localement à des profondeurs de 60 m et 70 m, respectivement. *Madracis hellana* de la famille des Pocilloporidae a été observée plusieurs fois à Ste Rose entre 75 et 93 m (photos 27). Cette espèce n'avait été vue et échantillonnée que par Gérard Faure sous un surplomb à la Souris Chaude à 50 m de profondeur en 1975.

Classe	Familles	Genres - Espèces
Hexacorallia	Acroporidae	Alveopora
Hexacorallia	Agariciidae	Leptoseris hawaiiensis
Hexacorallia	Agariciidae	Leptoseris scabra
Hexacorallia	Agariciidae	Pachyseris aff. speciosa
Hexacorallia	Coscinaraeidae	Coscinaraea monile
Hexacorallia	Dendrophylliidae	Tubastraea aurea
Hexacorallia	Dendrophylliidae	Turbinaria aff. stellulata
Hexacorallia	Pocilloporidae	Madracis hellana
Hexacorallia	Psammocoridae	Psammocora profundacella

Tableau 19. 9 espèces de scléactiniaires ont été inventoriées en zone mésophotique à La Réunion

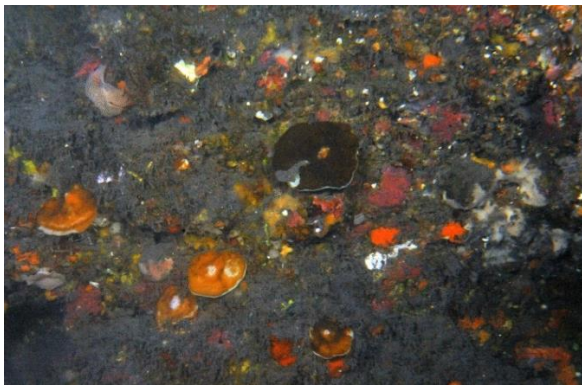
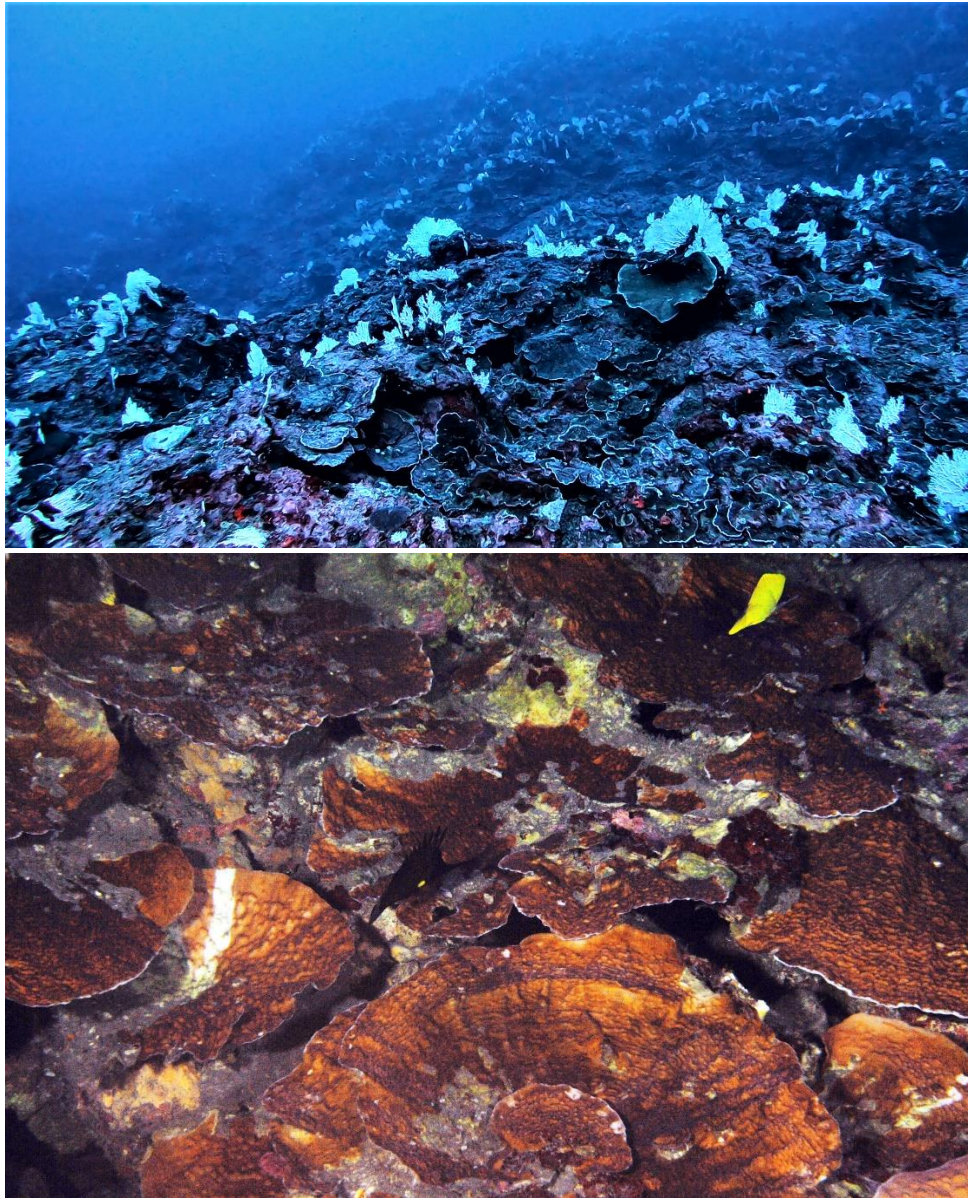


Photo 27. Plusieurs spécimens de scléactiniaires appartenant au genre *Leptoseris* observés sur un tombant à Ste Rose à 70 m de profondeur (en haut à gauche et à droite). *Madracis hellana* observé à 80 m à Ste Rose (en bas à gauche) et un spécimen appartenant au genre *Alveopora* observé à la Pointe au Sel à 80 m (en bas à droite)

Deux plongées à 83 et 93 m et l'envoi de caméras depuis la surface entre 70 et 90 m ont permis de collecter des images et des spécimens sur un site présentant un taux de recouvrement corallien remarquable situé dans l'est de l'île au large de la coulée volcanique de 1977 (photos 28). Le genre *Leptoseris* présentent un taux de recouvrement du substrat entre 70 et 90 % sur certaines zones en formant de grandes plaques horizontales brun foncé. Ce site a fait l'objet d'une publication scientifique (Hoarau et al., 2021) et fera l'objet d'une étude plus poussée afin d'être cartographié précisément et d'être intégré aux premières Znieff marines mésophotiques à La Réunion.



Photos 28. Taux de recouvrement important en *Leptoseris* spp au large de la coulée volcanique de 1977 à 80 m de profondeur. Les colonies blanches et verticales sont des hydraires (*Stylaster*) (en haut)

3.2.6 Les hydraires (Cnidaria – Hydrozoa)

Ces expertises ont été faites par N. Gravier-Bonnet.

Le programme MesoRun a permis de recenser 25 familles, 46 genres et 89 espèces d'hydriaires (Tab. 19a, 19b et 19c ; photos 29) dont 4 familles, 7 genres et 13 espèces nouvelles pour La Réunion. Quatre genres et neuf espèces pourraient être nouveaux pour la Science. Selon Boschma (1957), qui a révisé les collections Lamarck du Muséum de Paris, *Stylaster flabelliformis* est enregistré exclusivement dans les îles Mascareignes. Comme il n'y a pas de données publiées sur cette espèce d'hydriaires jusqu'à présent, malgré des observations lors des programmes Ayssea et Biolave, les spécimens de *S. flabelliformis* collectés à 95 m de profondeur lors de cette étude sont les premiers depuis Lamarck, 1816. Cette espèce a notamment été observée dans l'est de l'île au large de la coulée 1977 entre 70 et 90 m de profondeur (photo 29).

ORDRES	Genres espèces
Sous-ordres	
Familles	
ATHECATA	
Aplanulata	
Tubulariidae	<i>Hybocodon</i> sp. nov.*
Capitata	
Asyncorynidae	<i>Asyncoryne ryniensis</i> Warren, 1908
Cladocorynidae	<i>Pteroclava kremphi</i> Billard, 1919
Sphaerocorynidae	<i>Sphaerocoryne bedoti</i> Pictet, 1893
	<i>Sphaerocoryne multitentaculata</i> Warren, 1908
Zanclidae	<i>Zancla</i> sp1
	<i>Zancla</i> sp.2
Filifera	
Bougainvilliidae	? <i>Bougainvillia</i>
Eudendriidae	<i>Eudendrium ramosum</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Eudendrium</i> sp1
	<i>Eudendrium</i> sp2
	<i>Eudendrium</i> sp3
	<i>Eudendrium</i> sp4
	<i>Eudendrium</i> sp5
Hydractinidae	Nv Genre nv sp*
Oceanidae	<i>Turritopsis</i> sp.1
	<i>Turritopsis</i> sp.2
Pandeidae	Genus indet sp.1
	<i>Octotiar</i> sp. nov.*
Ptilocodiidae	<i>Thecocodium quadratum</i> (Werner, 1965)
	<i>Thecocodium</i> sp. nov.*
Stylasteridae	<i>Stylaster flabelliformis</i> Lamarck, 1816
	<i>Stylaster</i> sp1

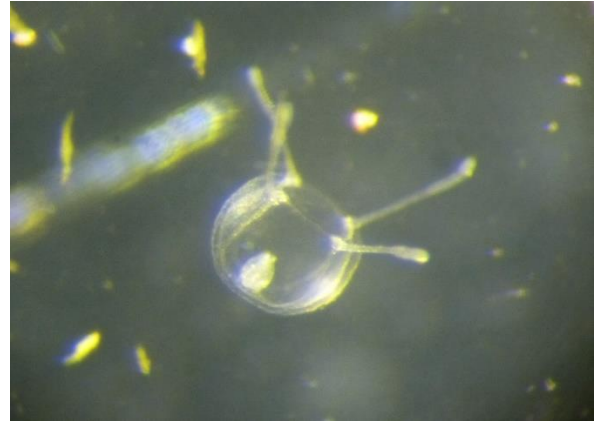
Tableau 19a. 89 espèces d'hydriaires ont été recensées en zone mésophotique sur les sites échantillonnés dans le cadre du programme MesoRun. Quatre genres et 9 espèces pourraient être nouveaux pour La science (*)

ORDRES	Genres espèces
Sous-ordres	
Familles	
THECATA	
Conica	
Aglaopheniidae	<i>Aglaophenia latecarinata</i> Allman, 1877
	<i>Gymnangium hians</i> (Busk, 1852)
	<i>Lytocarpia brevirostris</i> (Busk, 1852)
	<i>Macrorhynchia</i> aff. <i>phoenicea</i> (Busk, 1852)
	<i>Macrorhynchia singularis</i> (Billard, 1913)
	<i>Taxella</i> cf. <i>gracilicaule</i> (Jaderholm, 1903)
Campanulinidae	<i>Campanulina</i> sp.1
	<i>Campanulina</i> sp.2
	<i>Campanulina</i> sp.3
	<i>Cuspidella gigantea</i> Stechow, 1923
	<i>Plicatotheca ?anita</i> Calder & Vervoort, 1986
	Genre indet sp
Haleciidae	<i>Halecium dyssymetrum</i> Billard, 1929
	<i>Halecium tenellum</i> Hincks, 1861
	<i>Halecium</i> sp1
	<i>Halecium</i> sp2
	<i>Halecium</i> sp3
	<i>Hydrodendron sympodiformis</i> Millard & Bouillon, 1974
Halopterididae	<i>Antennella balei</i> Billard, 1913
	<i>Antennella secundaria</i> (Gmelin, 1791)
	<i>Antennella</i> cf. <i>secundaria</i>
	Antennella sp nov. 1
	Antennella sp nov. 2?
	<i>Halopteris polymorpha</i> var <i>sibogae</i> Billard, 1913
	<i>Halopteris</i> aff. <i>millardae</i> Galea, 2018
	<i>Monostaechas quadridens</i> (Mc Crady, 1858)
	<i>Monostaechas</i> sp
Hebellidae	<i>Halisiphonia nana</i> Stechow, 1921
	<i>Hebella crateroides</i> Ritchie, 1909
	<i>Hebella furax</i> Millard, 1957
	<i>Hebella muscensis</i> (Millard & Bouillon, 1975)
	<i>Hebella scandens</i> (Bale, 1888)
Lafoeidae	<i>Filellum serratum</i> (Clarke, 1879)
	<i>Filellum</i> sp.
	<i>Lafoea</i> sp.
Lineolariidae	Nv Genre nv sp

Tableau 19b. 89 espèces d'hydrires ont été recensées en zone mésophotique sur les sites échantillonnés dans le cadre du programme MesoRun. Quatre genres et 9 espèces pourraient être nouveaux pour sa science (*)

ORDRES	Genres espèces
Sous-ordres	
Familles	
THECATA	
Conica	
Plumulariidae	<i>Monotheca obliqua</i> (Johnston, 1847)
	<i>Monotheca pulchella</i> (Bale, 1882)
	<i>Plumularia ?antonbruuni</i> Millard, 1967
	<i>Plumularia setacea</i> (Linnaeus, 1758)
	<i>Plumularia</i> sp.1 group cf. <i>setacea</i>
	<i>Plumularia</i> sp.2 group <i>setacea</i>
Sertulariidae	<i>Calamphora campanulata</i> (Warren, 1908)
	<i>Diphasia heurteli</i> Billard, 1924
	<i>Dynamena quadridentata</i> (Ellis & Solander, 1786)
	<i>Sertularia malayensis</i> Billard, 1925
Sertularelliidae	<i>Sertularella</i> sp
Syntheciidae	Nv Genre nv sp
	<i>Synthecium ?orthogonium</i> (Busk, 1852)
	<i>Synthecium</i> aff. <i>orthogonium</i> (Busk, 1852)
	<i>Synthecium</i> sp
Zygophylidae	<i>Zygophylax rufa</i> (Bale, 1884)
Proboscoida	
Campanulariidae	? Nv Genre nv sp
	<i>Campanularia hincksii</i> Alder, 1856
	<i>Clytia latithea</i> Millard & Bouillon, 1973
	<i>Clytia linearis</i> (Thornely, 1900)
	<i>Clytia ?gracilis</i> (M. Sars, 1850)
	<i>Clytia ?warreni</i> Stechow, 1919
	<i>Clytia</i> sp.1 groupe <i>gracilis</i>
	<i>Clytia</i> sp.2 groupe <i>gracilis</i>
	<i>Clytia</i> sp.3
	<i>Clytia</i> sp.4
	<i>Clytia</i> sp5
	<i>Clytia</i> sp6
	<i>Clytia</i> sp7
	<i>Obelia bidentata</i> Clarke, 1875

Tableau 19c. 89 espèces d'hydres ont été recensées en zone mésotrophe sur les sites échantillonnés dans le cadre du programme MesoRun. Quatre genres et 9 espèces pourraient être nouveaux pour La science (*)



Photos 29. Quelques exemples d'espèces d'hydroides observées en zone mésophotique à La Réunion lors du programme MesoRun avec *Macrorhynchia* aff. *phoenicea* observé à 85 m à Saint-Leu (en haut à gauche), *Stylaster flabelliformis* observé à 83 m au large de la coulée volcanique de 1977 (en haut à droite), une espèce d'*Hybocodon* qui semble nouvelle collectée à Sainte Rose à 93 m (en bas à gauche) et la phase méduse d'un genre et espèce inconnu appartenant à la famille des *Hydractinidae* observée à partir d'un spécimen collecté à Sainte Rose à 80 m (en bas à droite)

Resultats Hydraires Programme MesoRun 2020-2021

Les Hydraires (Hydroida) font partie de la Classe des Hydrozoaires (embranchement des Cnidaires). Pendant le programme MesoRun 27 plongées ont été effectuées à l'île de La Réunion entre 75 et 110 mètres de profondeur par des plongeurs spécialisés dans la plongée profonde. L'étude du matériel biologique récolté pendant ce programme a conduit : à la **découverte d'hydraires dans 22 de ces plongées dont 12 effectuées dans l'Est** (Ste Rose, 9 ; Anse des Cascades, 1 ; Coulée 77, 2) **et 10 dans l'Ouest** (Pointe au Sel, 4 ; St Leu, 6), à l'**étude de 314 échantillons** et, en l'état actuel de l'expertise taxonomique, au **dénombrement de 89 espèces**.

	EST	OUEST	Total
Plongées à Hydraires	12	10	22
Nombre de spécimens	129 (41%)	185 (59%)	314
Moyenne specimens/plongées	11	15	14
Nombre d'espèces	57 (64%)	61 (68,5%)	89
Moyenne espèces/plongées	5	6	4

Tableau 1 - Nombre de spécimens, nombre d'espèces et moyennes par secteurs et par plongées.

Ce nombre est important et surprenant car, contrairement à la faune des niveaux supérieurs des récifs coralliens, la plupart des colonies récoltées ici étaient de très petite taille et donc passaient inaperçues au premier abord. C'est l'examen minutieux d'organismes de plus grande taille, lors du tri sur le vivant, qui a permis ce résultat. En effet, le plus souvent, les espèces vivaient en épibiontes, c'est à dire fixées sur d'autres substrats vivants, majoritairement animaux, ou sur les parties mortes des grandes gorgones et des grands antipathaires, invertébrés caractéristiques de ces niveaux de profondeur.

1/ Taxonomie

Les **89 espèces se répartissent en 25 familles et 46 genres dont 4 genres nouveaux et 9 espèces nouvelles pour la science**. L'identification jusqu'à l'espèce a été réalisée pour environ 70% d'entre elles. Le manque de spécimens fertiles ainsi que les difficultés taxonomiques particulières à certaines familles et à certains genres n'ont pas permis d'obtenir cette information pour les 30% restant. Les nouveaux genres et nouvelles espèces sont en cours de description.

ORDRES/sous-ordres	Familles	Genres	Espèces
ATHECATA	12	13	23
Aplanulata	1	1	1
Capitata	4	4	6
Filifera	7	8	16
THECATA	13	33	66
Conica	12	29	53
Proboscoida	1	4	14
Total	25	46	89

Tableau 2 - Classification des espèces d'hydrires récoltées dans la zone mésophotique profonde à La Réunion pendant le programme MesoRun

En l'état actuel de l'étude taxonomique des échantillons, on peut dire avec certitude que cette collection renferme au minimum : **4 familles, 7 genres et 13 espèces nouvelles pour La Réunion**. C'est en particulier les connaissances sur l'ordre des Athecata qui se trouvent les plus enrichies, avec 4 familles, 5 genres et 9 espèces qui n'avaient encore jamais été répertoriées dans les eaux réunionnaises (Thecata : 2 genres, 4 espèces).

ORDRES/sous-ordres	Familles	Genres	Espèces
ATHECATA			
Aplanulata			
	Tubulariidae	<i>Hybocodon</i>	nv sp
Capitata			
	Zanclidae	<i>Zanclia</i>	sp1
			sp2
Filifera			
	Hydractinidae	nv Genre	nv sp
	Oceanidae	<i>Turritopsis</i>	sp1
		<i>Turritopsis</i>	sp2
	Pandeidae	<i>Octotara</i>	nv sp
	Ptilocodiidae	<i>Thecocodium</i>	<i>quadratum</i>
		<i>Thecocodium</i>	nv sp
THECATA			
Conica	Haleciidae	<i>Halecium</i>	<i>dyssymetrum</i>
	Hebellidae	<i>Halisiphonia</i>	<i>nana</i>
	Lineolariidae	nv Genre	nv sp
	Plumulariidae	<i>Plumularia</i>	<i>antonbruuni</i>
Nouveautés Réunion	4 Familles Athecata	7 Genres 5 Athecata 2 Thecata	13 Espèces 9 Athecata 4 Thecata

Tableau 3 - Familles nouvelles, Genres nouveaux, et espèces nouvelles pour La Réunion (en gras).

2/ Distribution

Contrairement à la diversité, qui est importante, la fréquence des espèces s'est révélée faible. En effet **44% des espèces n'ont été récoltées qu'une seule fois**. Cette situation a entraîné la récolte d'un nombre de spécimens limité par espèce, ce qui a considérablement entravé les possibilités d'identification. Cependant ce résultat pourrait être un indicateur de la **présence d'espèces rares** dans les eaux bordant La Réunion.

Le tableau suivant récapitule le nombre de plongées effectuées dans les sous-secteurs de l'Est (Pointe au Sel, St Leu) et de l'Ouest (Ste Rose, Coulée 77 = Piton Ste Rose et Anse des Cascades) ainsi que le nombre d'espèces qui y ont été récoltées.

	Pte Sel	St Leu	Total OUEST	Ste Rose	Coulée 77+AC	Total EST
Nb plongées	4	6	10	9	3	12
Nb Espèces	40	40	61	46	22	57
Moyenne	10	7	6	5	7	5

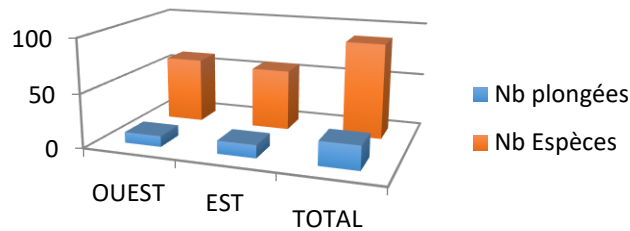
Tableau 4 - Nombre de plongées et nombre d'espèces récoltées dans sous-secteurs de l'Est (Pointe au Sel, St Leu) et de l'Ouest (Ste Rose, Coulée 77 et Anse des Cascades AC)

Les résultats concernant la distribution des espèces selon les deux secteurs explorés à l'Est et à l'Ouest de l'île sont exposés Tableau 5.

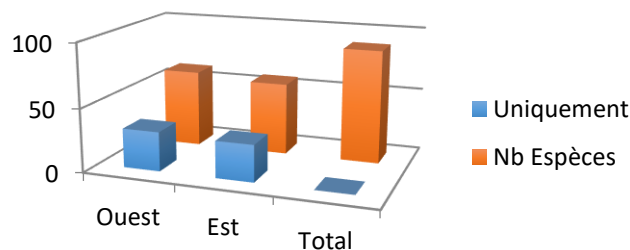
	Est	Ouest	Est seul	Ouest seul	Communes	Total
ATHECATA	17	11	12	6	5	23
Aplanulata	1	0	1	0	0	1
Capitata	6	1	5	0	1	6
Filifera	8	11	5	7	4	16
THECATA	41	49	17	25	24	66
Conica	28	40	12	24	16	52
Proboscoida	13	9	5	1	8	14
TOTAL spp	57	61	29	31	29	89
Pourcentages	64%	68,5%	32,5%	35%	32,5%	100%

Tableau 5 - Nombre d'espèces d'hydrires classées en ordres et sous-ordres référencées par secteurs Est/Ouest: total dans chaque secteur, espèces présentes seulement dans un secteur et espèces communes aux deux

Les secteurs Est et Ouest montrent, à profondeur égale, une diversité équivalente quoiqu'un peu plus faible à l'Est avec 57 spp inventoriées (64%) et 61 à l'Ouest (68,5%) pour un nombre de plongées peu différent (12 et 10 respectivement).



Cette équivalence se retrouve dans le nombre d'espèces récoltées uniquement dans l'un des deux secteurs, quoique légèrement plus faible à l'Est (29 = 32,5%) qu'à l'Ouest (31 = 35%).



Les espèces restantes sont communes aux secteurs Est et Ouest (29 = 32,5%).

CONCLUSION

En résumé les principaux résultats de cette première étude des hydraires vivant dans milieux mésophotiques profonds réunionnais sont les suivants :

- **89 espèces réparties en 25 familles et 46 genres ont été répertoriées** parmi les 314 échantillons étudiés.
- **4 familles, 7 genres et 13 espèces sont nouvelles pour La Réunion**, apportant ainsi un accroissement important des connaissances de la faune marine benthique réunionnaise ainsi que des communautés d'hydraires.
- **La collection renferme 4 genres nouveaux et 9 espèces nouvelles pour la science**, en cours de description.
- **La faune d'hydraires se révèle très diversifiée dans la zone mésophotique profonde (75-100m) à La Réunion et se caractérise par la petite taille des colonies. De nombreuses espèces vivent en position d'épibiontes sur des animaux et végétaux vivants alors que d'autres sont des espèces pionnières** qui s'installent sur le moindre espace devenu disponible (parties squelettiques sclérosées sur les colonies de gorgones et d'antipathaires par exemple)

- La richesse spécifique est équivalente dans les secteurs Est et Ouest, se répartissant en 1/3 d'espèces communes aux deux secteurs et 1/3 d'espèces rencontrées exclusivement soit dans l'un, soit dans l'autre.
- Les deux secteurs présentent donc une originalité faunistique importante vraisemblablement liée aux conditions écologiques, l'Est étant soumis à l'influence de rivières, avec des eaux turbides, tandis que les stations de l'Ouest sont au large des récifs coralliens et donc baignées par des eaux plus claires.

PERSPECTIVES

Au cours du tri effectué sur le vivant, de nombreux spécimens ont pu être sous-échantillonnés pour une étude ADN (programme HydMer). Celle-ci est en cours et procurera des données inédites sur les espèces répertoriées.

Le peu d'espèces récoltées à la fois dans les secteurs explorés de l'Est et l'Ouest, secteurs qui ne sont pourtant distants que d'environ 50 km à vol d'oiseau et 100km par la côte, démontre de manière spectaculaire la grande diversité spécifique des hydraires des côtes réunionnaises. Ce résultat fait espérer de nouvelles découvertes au fur et à mesure que d'autres secteurs et d'autres profondeurs seront explorés. Il est par ailleurs nécessaire que des échantillons supplémentaires soient récoltés afin qu'un nombre supérieur d'espèces déjà répertoriées puissent être identifiées correctement. Pour les raisons ci-dessus il apparaît souhaitable, au cours de futurs programmes de recherche, que se poursuive l'exploration de la biodiversité marine dans les profondeurs mésophotiques autour de l'île de la Réunion.

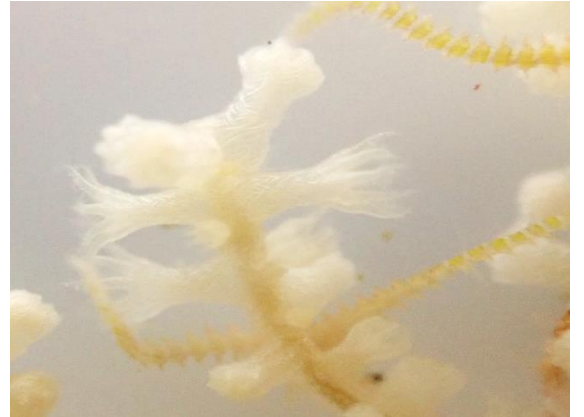
3.2.7 « Les Gorgones » (Cnidaria – Octocorallia - Alcyonacea)

L'expertise des gorgones a été réalisée par V. Philippot.

30 espèces de gorgones réparties dans 6 familles ont été recensés en zone mésophotique sur les sites échantillonnés (Tab. 20 et photos 30). La famille des Ellisellidae est la mieux représentée avec 10 espèces. Les prélèvements réalisés d'une petite partie des gorgones sur certains spécimens ont permis d'accroître les connaissances sur les genres et espèces présents en zone mésophotique à La Réunion.

Classe	Sous-ordres	Familles	Genres - Espèces
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Acanthogorgia</i> sp.1
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Acanthogorgia</i> sp.2
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Acanthogorgia</i> sp.3
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Acanthogorgia</i> species A
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Muricella</i> sp.
Anthozoa	Holaxonia	Acanthogorgiidae	<i>Acanthogorgia breviflora</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Ellisella azilia</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Ellisella</i> cf. <i>acacesia</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Ellisella</i> sp.
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Nicella flabellata</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Nicella</i> sp.
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Verrucella pallida</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Viminella</i> cf. <i>petila</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Viminella erythraea</i>
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Viminella</i> sp.1
Anthozoa	Calcaxonia	Ellisellidae	<i>Viminella</i> sp.2
Anthozoa	Holaxonia	Gorgoniidae	<i>Pseudopterogorgia thomassini</i>
Anthozoa	Scleraxonia	Melithaeidae	<i>Melithaea (Acabaria)</i> sp.1
Anthozoa	Scleraxonia	Melithaeidae	<i>Melithaea (Acabaria)</i> sp.2
Anthozoa	Scleraxonia	Melithaeidae	<i>Melithaea (Acabaria) variabilis</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Acanthomuricea silpa</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Acanthomuricea</i> cf. <i>mberea</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Bebryce sulfurea</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Echinogorgia</i> sp
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Echinogorgia clausa</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Placogorgia dentata</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Villogorgia nozzolea</i>
Anthozoa	Holaxonia	Plexauridae	<i>Astrogorgia lea</i>
Anthozoa	Scleraxonia	Subergorgiidae	<i>Annella mollis</i>
Anthozoa	Scleraxonia	Subergorgiidae	<i>Subergorgia suberosa</i>

Tableau 20. 30 espèces ont été observées en zone mésophotique à La Réunion sur les sites échantillonnés lors du programme MesoRun



Photos 30. Quelques exemples de gorgones observés en zone mésophotique à La Réunion avec *Ellisella* sp (en haut à gauche), *Acanthogorgia* (en haut à droite), *Bebryce sulfurea* (en bas à gauche) et le détail des polypes d'*Acanthogorgia* sp (en bas à droite)

L'expertise des gorgones nécessite des prélèvements, des recherches bibliographiques importantes et des comparaisons avec des holotypes dans les muséums. Certains spécimens nécessitent des expertises complémentaires à partir des collections existantes pour être déterminées à l'espèce.

3.2.8 « Les coraux mous » (Cnidaria – Octocorallia - Alcyonacea)

Les coraux mous ont été expertisés par P. Lopez-Gonzalez.

Au moins neuf espèces de coraux mous ont été recensés en zone mésophotique à La Réunion sur les sites échantillonnés lors du programme MesoRun (Tab. 21 et photos 31). La classification des coraux mous (sous-ordre des *Alcyoniina*), basée sur la morphologie et l'étude des sclérites nécessite une profonde révision avec des techniques modernes, comme la microscopie électronique pour étudier l'ultrastructure des sclérites. Les déterminations des genres de coraux mous recensés lors de MesoRun ont été réalisées pour la majorité à l'aide de la génétique (Tab. 22) et les experts considèrent qu'il est actuellement très compliqué de donner des noms d'espèces vu les révisions à réaliser et le manque de connaissance sur la génétique de ce groupe.

Classe	Famille	Genres/Espèces	Remarques
Anthozoa	Nidaliidae	<i>Chironephthya sp 1</i>	
Anthozoa	Nidaliidae	<i>Chironephthya sp 2</i>	
Anthozoa	Nidaliidae	<i>Chironephthya sp 3</i>	
Anthozoa	Nidaliidae	<i>Chironephthya sp 4</i>	
Anthozoa	Nidaliidae	<i>Chironephthya sp 5</i>	
Anthozoa	Nephteidae	<i>Dendronephthya</i>	plusieurs sp non déterminables
Anthozoa	Nephteidae	<i>cf. Scleronephthya</i>	
Anthozoa	Alcyoniidae	<i>aff. Klyxum</i>	
Anthozoa	Nidaliidae	Siphonogorgia	Peut être confondu avec une gorgone

Tableau 21. Au moins 9 espèces de corail mou ont été recensées en zone mésophotique à La Réunion



Photos 31. Quelques exemples de coraux mous observés en zone mésophotique à La Réunion lors du programme MesoRun avec *Chironephthya* sp. (en haut à gauche), aff. *Klyxum* (en haut à droite), une espèce de *Dendronephthya* (en bas à gauche), genre représenté par plusieurs espèces qui nécessitent des expertises supplémentaires pour différencier les espèces, et un spécimen appartenant au genre *Scleronephthya* (en bas à droite)

Soft-corals REUNION -- OCTOCORALES							
GEN-BECA	Pablo ID according available sequences MutS, ND2 and Cox1	ID code	ng/μl	MutS(=msh1)	ND2	Cox1	28S
3779	<i>Chironephthya</i> sp. 1	MesoRun, n° 152	33.8	E114(-); E121(-) did not amplify	E143(+)	E142(+)	to be done
3780	<i>Chironephthya</i> sp. 1	MesoRun, n° 84b	37.5	E114(-); E121(-) did not amplify	E143(+)	E142(+)	to be done
3781	<i>Chironephthya</i> sp. 2	MesoRun, n° 110b	132	E114(-); E121(-) did not amplify	E143(+)	E142(+)	to be done
3782	<i>Chironephthya</i> sp. 3	MesoRun, n° 74	99	E114(-); E121(débil); E124(+)	E143(+)	E142(+)	to be done
3783		MesoRun, n° 37	24	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39
3784		MesoRun, n° 116a	53.2	to be send in plate 39	to be send in plate 39	did not amplify	to be send in plate 39
3785	<i>Chironephthya</i> sp. 2	MesoRun, n°110c	86	E114(-); E121(débil); E124(+)	E143(+)	E142(+)	to be done
3786	<i>Chironephthya</i> sp. 3 (different of <i>Chironephthya</i> sp.3 in Cox1...)	MesoRun, n° 60b	25.5	E114(-); E121(-) did not amplify	E143(+)	E142(+)	to be done
3787		MesoRun, n° 60c	20.2	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39
3788		MesoRun, n° 110f	44.3	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39
3789		MesoRun, n° 115a	13.5	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39
3790	<i>Chironephthya</i> sp. 4	MesoRun, n° 150	78	E114(-); E121(-) did not amplify	E143(+)	E142(+)	to be done
3791	<i>Dendronephthya</i>	MesoRun, n° 118a	45	E114(+)	E143(+)	E142(+)	to be done
3792		MesoRun, n° 75	14.3	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39	to be send in plate 39
3793		MesoRun, n° 84a	18.8	to be send in plate 39	to be send in plate 39	did not amplify	to be send in plate 39
3794		MesoRun, n° 111d	57.8	to be send in plate 39	to be send in plate 39	did not amplify	to be send in

Tableau 22. Résultats des analyses génétiques réalisés par l'université de Séville ayant permis de déterminer les différents genres et espèces de coraux mous échantillonnés lors du programme MesoRun. D'autres analyses sont en cours.

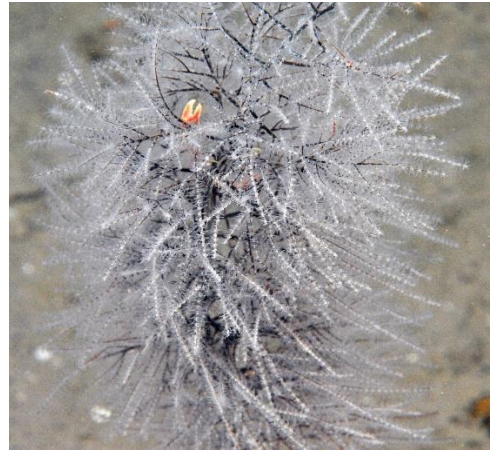
3.2.9 Les Antipathaires (« coraux noirs ») (Cnidaria – Hexacorallia – Antipatharia)

Les coraux noirs ont été expertisés par M. Bo.

20 espèces d'Antipathaires ont été recensées en zone mésophotique à La Réunion dans le cadre du programme MesoRun (Tab. 23 et photos 32). Ces espèces ont été déterminées à partir de prélèvements de petits bouts de branches de différents spécimens. Plusieurs spécimens sont des individus jeunes et nécessitent des expertises complémentaires, d'autres sont rares, voir inconnus et doivent encore être examinés afin d'affiner les déterminations.

Classe	Familles	Genres - Espèces
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Antipathes cf. grandis</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Antipathes cf. robusiformis</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Antipathes cf. simplex</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Antipathes cf. simplex</i> var
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Antipathes</i> sp.
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	cf. <i>Antipathes flabellum</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	cf. <i>Antipathes hypnoides</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Cirripathes cf. densiflora /contorta</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Stichopathes cf. diversa</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Stichopathes cf. echinulata?</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Stichopathes cf. maldivensis /flagellum</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Antipathidae	<i>Stichopathes</i> sp. 1
Anthozoa -Hexacorallia	Aphanipatidae	cf. <i>Acanthopathes hancocki</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Aphanipatidae	<i>Aphanipathes (verticillata) verticillata</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Cupressopathes abies</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Cupressopathes cf. pumila</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Cupressopathes</i> sp. 1 sensu Terrana or undescribed
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Myriopathes myriophyllia</i>
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Myriopathes</i> sp.
Anthozoa -Hexacorallia	Myriopathidae	<i>Myriopathes</i> sp. 1

Tableau 23. Le programme MesoRun a permis le recensement de 20 espèces d'Antipathaires en zone mésophotique à La Réunion



Photos 32. Les Antipathaires sont diversifiés en zone mésophotique et peuvent former des colonies importantes abritant de nombreux organismes comme ces *Myriopathes myriophyllia* observés entre 90 et 100 m à Saint Leu et à Sainte Rose (en haut à gauche et à droite). D'autres espèces échantillonnées sont plus petites ou plus jeunes comme ce *Stichopathes* (en bas à gauche) et ce *Cupressopathes* (en bas à droite)

3.2.10 Les éponges (Porifera)

Les éponges ont été expertisées par N. de Voogd.

La richesse spécifique des spongiaires est très importante si on se réfère aux photos faites en zone mésophotique sur les sites explorés dans le cadre de ce programme. 52 prélèvements d'éponges ont été réalisés et ont permis de déterminer 27 genres ou espèces (Tab. 24 et photos 33). Le phylum des Porifères est sûrement l'un des moins abouti de cet inventaire et le nombre d'espèces échantillonnées n'est pas représentatif des observations réalisées en zone mésophotique qui montrent que les éponges peuvent être dominantes sur le substrat dur de certains habitats des écosystèmes mésophotiques.

Ordres	Familles	Genres - Espèces
Clathrinida	Clathrinidae	Ernsta sp?
Poecilosclerida	Crambeidae	Monanchora laevisissima
Poecilosclerida	Crellidae	Crella (Pytheas)
Bubarida	Dictyonellidae	Acanthella sp
Bubarida	Dictyonellidae	Acanthella aff. calyx
Dictyoceratida	Irciniidae	Ircinia
Calcarea	Leucettidae	Leucetta new species?
Poecilosclerida	Microcionidae	Clathria
Tetractinellida	Microsclerodermidae	Microscleroderma new species?
Poecilosclerida	Mycalidae	Mycale (Naviculina) mascarenensi
Haplosclerida	Niphatidae	Amphimedon
Haplosclerida	Petrosiidae	Petrosia
Haplosclerida	Petrosiidae	Petrosia (Strongylophora) sp
Haplosclerida	Petrosiidae	Petrosia (Strongylophora) durissima
Haplosclerida	Petrosiidae	Petrosia (Petrosia)
Haplosclerida	Phloeodictyidae	Oceanapia cribrirhina
Haplosclerida	Phloeodictyidae	Oceanapia sp1
Haplosclerida	Phloeodictyidae	Oceanapia sp
Homosclerophorida	Plakinidae	Plakina aff corticolopha
Homosclerophorida	Plakinidae	Plakortis aff. communis
Homosclerophorida	Plakinidae	Plakinastrella aff ceylonica
Homosclerophorida	Plakinidae	Plakinastrella sp
Axinellida	Raspailiidae	Lithoplocamia lithistoides
Tetractinellida	Theonellidae	Discodermia aff tuberosa
Dictyoceratida	Thorectidae	Aplysinopsis?
Dictyoceratida	Thorectidae	Hyrrios
Dictyoceratida	Thorectidae	Aplysinopsis sp
Calcarea		

Tableau 24. 27 genres et espèces d'éponges (Porifera) ont été recensés en zone mésophotique à La Réunion lors du programme MesoRun

Plusieurs spécimens nécessitent des analyses complémentaires pour être déterminés à l'espèce et une espèce de *Microscleroderma* pourrait être nouvelle pour la science.



Photos 33. Les éponges deviennent dominantes au niveau de certains habitats en zone mésophotique sur les sites échantillonnés lors du programme MesoRun à La Réunion (en haut à droite et à gauche). Certains genres et espèces ont pu être déterminés à partir des prélèvements des spécimens comme *Acanthella* sp prélevée à 85 m de profondeur à Saint Leu (en bas à gauche) et *Petrosia* sp (en bas à droite)

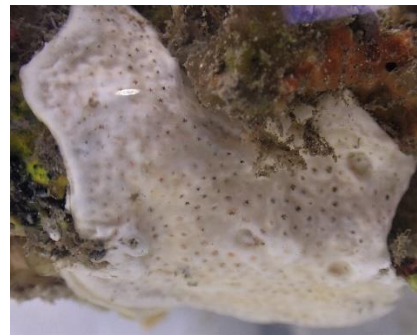
3.2.11 Tuniciers (ascidies) (Tunicata)

Les ascidies ont été expertisées par F. Monniot.

Six espèces d'ascidies ont été inventoriées dans le cadre du programme MesoRun. Les ascidies sont présentes en zone mésophotique sur les sites explorés lors de ce programme et nécessitent d'être prélevées pour être déterminées à l'espèce (Tab. 25 et Photos 34). La plupart des échantillons étaient trop petits pour être expertisés au niveau de l'espèce.

Classe	Familles	Genres - Espèces
Asciacea	Didemnidae	<i>Didemnum</i> sp 1
Asciacea	Didemnidae	<i>Didemnum</i> sp 2
Asciacea	Didemnidae	<i>Didemnum</i> sp 3
Asciacea	Didemnidae	<i>Didemnum</i> sp 4
Asciacea	Didemnidae	<i>Polysyncraton</i> sp
Asciacea	Polyclinidae	<i>Synoicum floriferum</i>

Tableau 25. Six espèces d'ascidies ont été inventoriées en zone mésophotique à La Réunion



Photos 34. Exemples d'ascidies (Tunicata) observées en zone mésophotique à La Réunion avec *Synoicum floriferum* régulièrement recensés sur les sites échantillonnés (à gauche) et *Polysyncraton* sp (à droite)

L'espèce *Synoicum floriferum* est connue à La Réunion et a déjà été observée en milieu récifal et en zone mésophotique mais à notre connaissance, elle n'avait jamais été déterminée auparavant. Cette espèce a été décrite à partir de spécimens de Madagascar et de Juan de Nova (Monniot, 2006), et il serait intéressant de faire des analyses génétiques de cette espèce provenant de différentes zones du sud ouest de l'océan Indien afin de vérifier qu'il s'agit bien de la même espèce.

3.2.12 Les algues (macrophytes et micro-algues)

A. Les macrophytes

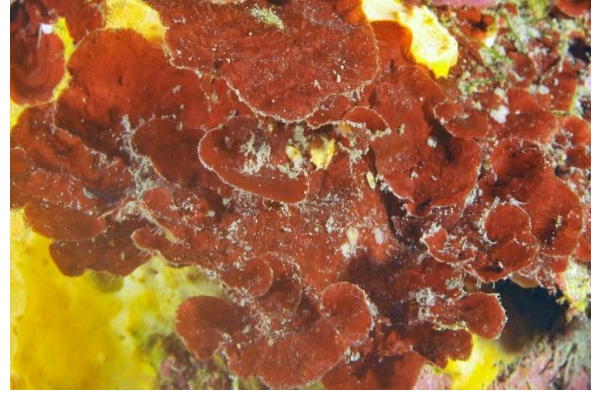
Les macrophytes ont été expertisées par JP. Quod, L. Lagourgue et C. Payri.

Les algues deviennent rares en zone mésophotique mais sont néanmoins encore présentes. Les algues rouges appartenant à la classe des Florideophyceae semblent les plus abondantes en zone mésophotique sur les sites échantillonnés. Les algues calcaires (Corallinaceae) recouvrent le substrat dur de certains sites et ont des rôles biologiques et écologiques majeurs dans les milieux qu'elles colonisent (Nelson, 2009), car elles sont considérées comme des espèces ingénieures de certains écosystèmes et offrent de nombreux services écologiques comme la consolidation des récifs coralliens (Adey, 1998).

9 familles et 13 espèces de macrophytes ont été recensées (Tab. 26 et photos 35), les spécimens appartenant à l'ordre des Bryopsidales doivent faire l'objet d'analyses complémentaires afin de déterminer les 3 espèces.

Classes	Ordres ou familles	Espèces
Florideophyceae	Corallinaceae	sp 1
Florideophyceae	Delesseriaceae	<i>Hypoglossum</i> aff. <i>sabahense</i>
Florideophyceae	Delesseriaceae	<i>Hypoglossum anomalum</i>
Florideophyceae	Gigartinaceae	<i>Chondrus</i> sp
Florideophyceae	Peyssonneliaceae	<i>Peyssonnelia</i> sp
Florideophyceae	Rhodymeniaceae	aff. <i>Rhodymenia</i> sp
Phaeophyceae	Dictyotaceae	<i>Distromium</i> aff. <i>flabellatum</i>
Ulvophyceae	Halimedaceae	<i>Halimeda distorta</i>
Ulvophyceae	Halimedaceae	<i>Halimeda</i> aff. <i>gracilis</i>
Ulvophyceae	Bryopsidales	sp 1
Ulvophyceae	Bryopsidales	sp 2
Ulvophyceae	Bryopsidales	sp 3
Ulvophyceae	Caulerpaceae	<i>Caulerpa microphysa</i>

Tableau 26. 9 familles et 13 espèces ont été recensées en zone mésophotique sur les sites échantillonnés en zone mésophotique à La Réunion. Certaines analyses génétiques sont en cours et doivent permettre de différencier certaines espèces



Photos 35. Les algues rouges semblent être les plus abondantes en zone mésophotique sur les sites échantillonnés avec les algues calcaires qui permettent la consolidation du substrat (en haut à gauche) et d'autres Florideophyceae également présentes (en haut à droite). Des algues vertes ont également été observées comme des Halimeda (en bas à gauche) ainsi que des algues brunes (en bas à droite)

B. Les micro-algues

Les micro-algues ont été expertisées par A. Tunin-Ley.

Le manque de connaissances sur la présence et la diversité des micro-algues (microphytobenthos) en zone mésophotique à La Réunion a incité les porteurs du programme à fournir des échantillons au centre technique de recherche et de valorisation des milieux aquatiques (CITEB), partenaire du programme MesoRun. Ce partenariat avait pour objectif d'isoler et de mettre en culture les micro-algues sur les échantillons de substrat et d'eau collectée en zone mésophotique.

Huit échantillons de substrats et d'eau ont été collectés et transmis au CITEB pour expertise pendant le programme MesoRun (Tab 27).

N° Ech.	Dates	Sites	Type de substrat récolté	Profondeur en m	Observations des échantillons au microscope après prélèvement
1	06/08/2020	St Leu	Fragments rocheux et coralliens	70-100	Pas de microalgues, plusieurs espèces d'invertébrés et protistes (ciliés notamment)
2	27/08/2020	Ste Rose	Fragments rocheux	90	Quelques diatomées pennées + rares filaments de cyanophycées
3	03/11/2020	St Leu	Fragments rocheux	88	Plusieurs genres de diatomées benthiques, bien diversifiées et assez nombreuses (<i>Nitzschia</i> , <i>Grammatophora</i> , <i>Licmophora</i> , etc)
4	04/11/2020	St Leu	Substrat 104 (rocheux)	97	Quelques genres de diatomées, moins nombreuses et diversifiées que dans échantillon 3
5	04/11/2020	St Leu	Eau du substrat 104	97	Quelques genres de diatomées, moins nombreuses et diversifiées que dans échantillon 3
6	21/11/2020	Pointe au Sel	Débris rocheux épiphyté	80	Quelques diatomées benthiques coloniales (<i>Grammatophora</i> , <i>Triceratium dubium</i> ...) mais peu de diversité
7	06/01/2021	Ste Rose	Fragment rocheux	80	Quelques diatomées pennées ; présence de sédiment dans l'échantillon
8	27/01/2021	Ste Rose	Gros fragment rocheux épiphyté	92	Très peu de diatomées ; présence de sédiment dans l'échantillon

Tableau 27. Huit échantillons de substrats et d'eau de mer ont collectés pour le CITEB pour analyse et mise en culture des micro-algues

Les analyses, mises en culture et recherches présentées ci-dessous ont été réalisées par Alina Tunin-Ley (CITEB).

La présence de microalgues est variable selon les échantillons, et est beaucoup plus faible par comparaison avec des échantillons prélevés à des profondeurs inférieures à 20 m. Ces échantillons profonds issus de la zone mésophotique, se caractérisent par la quasi absence des dinoflagellés, même après ajout de milieu dilué favorable à leur croissance dans des aliquots d'échantillons. En revanche, les diatomées sont bien représentées, notamment les diatomées pennées, bien qu'en faibles quantités dans la majorité des échantillons. Quelques cyanophycées filamenteuses et coccoïdes ont été rarement observées.

Bilan des isollements des souches de micro-algues et de leur mise en culture

Au total, 5 souches ont pu être isolées avec succès à partir de deux des 8 échantillons

récupérés (Tab. 28). Une proportion importante d'isolements a été infructueuse. D'expérience, les diatomées benthiques de grande taille, telles que celles fréquemment rencontrées dans les échantillons de MesoRun, se développent rarement dans les différents mieux que nous testons, ce qui explique les résultats obtenus ici. Les isolements ayant abouti à une mise en culture en PHYTOBANK sont décrits dans le tableau 2.

N° Ech.	Date	Lieu	Type de substrat	Profondeur	Nb de souches isolées	Groupes taxonomiques
5	04/11/2020	St Leu	Eau du substrat 104	97 m	1	Diatomée pennée (<i>Lyrella</i> sp)
8	27/01/2021	Ste Rose (devant la marine)	Gros fragment rocheux épiphyté	92 m	4	Diatomées pennées (<i>Entomoneis</i> sp, <i>Psammodyction</i> sp, Naviculaceae indéterminée) et centriques (<i>Odontella</i> sp)

Tableau 28. Détails des isolements des souches de micro-algues collectées en zone mésophotique à La Réunion ayant permis une mise en culture en PHYTOBANK

Synthèse

- 8 échantillons ont été transmis au CITEB
- Les profondeurs de prélèvement sont comprises entre 70 et 100 m
- Présence de diatomées majoritairement
- Rareté/absence des dinoflagellés
- 5 souches mises en culture en PHYTOBANK (diatomées)

Valorisation

Les souches isolées seront valorisées au travers des projets de recherche actuellement en cours au sein du CITEB, notamment dans le cadre du projet POMARUN, dont l'objectif est d'évaluer le potentiel biotechnologique des microalgues réunionnaises.

« POMARUN – Potentiel biotechnologique des MicroAlgues de La Réunion » est cofinancé par l'Union européenne et la Région Réunion.

4 DISCUSSION

L'exploration des écosystèmes mésophotiques des récifs de l'indo-Pacifique est relativement récente. Les recherches et évaluations environnementales ont longtemps été limitées aux zones situées proches de la surface pour des raisons scientifiques, de suivis d'impacts anthropiques mais également liées aux contraintes de la plongée subaquatique à l'air présentant rapidement des limites aux incursions au-delà de 30 ou 40 m de profondeurs. Les zones mésophotiques ont pu commencer à être explorés avec le développement de la plongée au recycleur et mélanges gazeux en lien avec la recherche scientifique laquelle a trouvé un intérêt important à la connaissance de ces zones notamment avec l'hypothèse que les Ecosystèmes Coralliens Mésophotiques (ECM) plus éloignés de la surface et des impacts anthropiques pourraient avoir un rôle important à jouer en tant que « refuge » pour certaines espèces récifales évoluant à faible profondeur. Une meilleure connaissance de la biodiversité des zones mésophotiques, et notamment des ECM, permettra de mieux appréhender l'assemblage des espèces qui y évolue et leurs interactions avec les récifs proches de la surface. Les ECM ont surtout été étudiés dans la zone Atlantique et aux Caraïbes, la communauté scientifique manque de données pour les ECM situés dans l'indo-Pacifique et il paraît difficile d'extrapoler ce qui a été étudié au niveau des zones récifales de l'Atlantique à la zone de l'indo-Pacifique. D'autre part, l'hypothèse des ECM comme zone refuge permettant à certaines espèces de « recoloniser » les zones récifales proches de la surface n'est à ce jour pas validée et repose en partie sur des populations d'espèces communes et génétiquement identiques aux récifs euphotiques et mésophotiques (Turner *et al.*, 2017).

Cet inventaire faunistique et floristique non exhaustif réalisé dans le cadre du programme MesoRun sur certains sites situés en zone mésophotique à La Réunion a permis de collecter de nombreuses données sur la biodiversité évoluant à ces profondeurs. Les images réalisées par les plongeurs sont souvent de meilleures qualités que les images faites par les ROV ou caméras sous-marines immergées depuis la surface, et permettent ainsi de déterminer davantage d'organismes. Une comparaison de la mise en œuvre et des bénéfices apportés par un ROV ou des plongeurs a été détaillée dans un rapport sur la mission du programme MesoMay (Mulochau *et al.*, 2020). La collecte d'une partie ou de la totalité de certains organismes qui ne sont pas déterminables à partir des photos est nécessaire à une meilleure connaissance de la biodiversité en zone récifale. Certains organismes observés lors de MesoRun sont vraisemblablement nouveaux pour la science et nécessitent d'être prélevés pour confirmés ou pas cette dénomination de « nouvelle espèce ». La capture de spécimens vagiles (poissons, crevettes,...) est difficile d'autant que le contexte des plongées en zone mésophotique complique les prélèvements. Le travail restant pour décrire la biodiversité des sites échantillonnés en zone mésophotique dans le cadre de cette étude est important, notamment pour certains phylums, comme les porifères (« spongiaires »), les antipathaires, les hydraires, les coraux mous,... Le phylum des porifères semble présenter une diversité

spécifique importante en zone mésophotique à La Réunion et nécessite vraisemblablement une étude ciblée pour une description aboutie des différentes espèces d'éponges.

L'état de santé et la stabilité des ECM, la préservation de leur biodiversité et le degré de connectivité génétique entre les récifs euphotiques et les zones récifales mésophotiques pourraient contribuer à la capacité de résilience des récifs proches de la surface et à guider les futures stratégies de gestion et de conservation. Plusieurs publications montrent que les ECM fournissent des habitats et des zones refuge essentiels aux espèces ciblées par la pêche, et représentent donc des zones cruciales pour la gestion des stocks. Ainsi, certaines espèces, impactées par la pêche sur les récifs euphotiques (< 30 m), appartenant par exemple aux familles des Serranidae (mérus) ou des Carangidae pour les poissons, ou les Holothuridae pour les échinodermes, pourraient être en partie protégées de certaines pratiques au niveau des ECM (chasse sous-marine, collecte, voire de la pêche à la ligne avec les difficultés à pêcher en zone mésophotique...). La compréhension du fonctionnement des ECM, de leur gestion et de leur protection passent nécessairement par une phase d'acquisition de connaissance.

Le programme MesoRun n'avait pas pour objectif de collecter des données d'abondances des différentes espèces commerciales observées en zone mésophotique sur les sites échantillonnés, l'objectif du programme étant orienté vers de l'acquisition de connaissances sur la biodiversité de la zone mésophotique et des habitats rencontrés à travers un inventaire faunistique et floristique non exhaustif des sites échantillonnés. Cependant dans le cadre d'une problématique de gestion et de conservation de certaines espèces commerciales, il paraît intéressant d'évaluer leurs abondances et biomasses observées sur certains sites en zone mésophotique d'autant que les données d'abondances d'espèces commerciales en milieu mésophotique et leurs suivis dans le temps sont rares. Cette expérimentation pourrait alors être couplée à une collecte de données de recouvrement de substrat dur.

5 PERSPECTIVES : LES ZONES NATURELLES D'INTERET ECOLOGIQUE FAUNISTIQUE ET FLORISTIQUE (ZNIEFF) EN ZONE MESOPHOTIQUE

L'inventaire des Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Floristique et Faunistique (ZNIEFF) est l'inventaire de référence du patrimoine naturel sur le territoire national (métropole et DOM). Il fait l'objet d'une méthodologie unique et d'une validation par le Muséum National d'Histoire Naturelle (MNHN). Lancé en 1982, il est peu à peu devenu le principal outil de porter à connaissance du patrimoine naturel utilisé régulièrement par l'Etat pour répondre aux demandes d'information des naturalistes, aménageurs et usagers du territoire. L'inventaire ZNIEFF permet notamment de transmettre des informations relatives au patrimoine naturel lors de consultations réglementaires. Il est donc à la fois un outil de constitution et de diffusion de la connaissance sur la nature.

A La Réunion, au total 42 ZNIEFF Mer de type I et 20 ZNIEFF de type II ont été définies et représentent une superficie total de 87 km², soit 48% de la bande côtière de 0 à 50 m. La limite bathymétrique de ces inventaires (30 m environ) a été conditionnée par les contraintes de l'exploration en plongée sous marine et le niveau de plongée des différents experts impliqués dans les échantillonnages. Il apparaît que si la bande côtière de 0 à 30 m a été échantillonné de manière satisfaisante, aucune ZNIEFF de type I n'existe dans la bande 30 - 100m (zone mésophotique). Suite à ce constat, à l'évolution de la réglementation de la plongée professionnelle scientifique et aux apports scientifiques du programme MesoRun et d'autres programmes sur la biodiversité et les habitats en zone mésophotique à La Réunion (IPERDMX, MesoMay, BIOLAVE, ABYSSEA,...), la DEAL de La Réunion souhaite que le travail de détermination des Znieff marines de la Réunion se poursuive dans la zone comprise entre 30 et 100 m de profondeur (cf. annexe 3).

6 BILAN MESORUN

36 plongées en zone mésophotique ont été réalisées entre 65 et 110 m de profondeur à La Réunion et une caméra a été immergée 53 fois entre 50 et 121 m de profondeur.

Description des habitats observés en zone mésophotique

1015 espèces inventoriées :

136 espèces de poissons recensées par photos et vidéos dont 9 espèces nouvelles pour La Réunion et une qui pourrait être nouvelles pour la science ; 185 genres de poissons ont été recensés par les analyses de l'ADN environnemental.

615 espèces de mollusques avec 48 nouvelles pour La Réunion dont 6 pourraient être nouvelles pour la science.

41 espèces de crustacés avec 19 nouvelles espèces pour La Réunion dont certaines (5 ?) pourraient être nouvelles pour La Réunion,

20 espèces d'échinodermes dont 3 nouvelles espèces d'ophiures pour La Réunion,

9 sp de scléactiniaires,

89 espèces d'hydriaires dont 4 genres nouveaux et 9 nouvelles espèces pourraient être nouvelles la science,

30 espèces de gorgones,

9 espèces de coraux mous,

20 espèces d'Antipathaires,

27 espèces d'éponges dont une qui pourrait être nouvelle pour la science,

6 espèces d'ascidies,

13 espèces de macrophytes.

Recherches de micro-algues.

Publications scientifiques : 3 publications ont été soumises, 2 ont été publiées Hoarau et al., 2021a et 2021b et une autre est acceptée et en cours de relecture Mulochau et al., soumis 2021. Suite à cet inventaire et aux nouvelles espèces découvertes, d'autres publications sont prévues et seront envoyées en 2022/2023 à des revues scientifiques.

Bancarisation des données MesoRun dans la Base de Données Borbonica et dans la base CRUSTA pour les crustacés.

Le programme MesoRun a favorisé la mise en place des Znieff marines en zone mésophotique à La Réunion : les premières Znieff en zone mésophotique vont ainsi être mises en place en 2022 et 2023 à La Réunion (cf. annexe 3). Le site au recouvrement corallien remarquable situé au large de la coulée 1977 en zone mésophotique sera prochainement cartographié et intégré aux Znieff marines mésophotiques.

7 BIBLIOGRAPHIE

- Adey W. H., 1998. Coral reefs: Algal structured and mediated ecosystems in shallow, trubulent, alkaline waters. *J. Phycol.* 34: 393-406.
- Ahyong, S. T., 2001. Revision of the Australian Stomatopod Crustacea. *Records of the Australian Museum, Suppl. 26*, 1-326.
- Ahyong, S.T., 2015. Decapod Crustacea of the Kermadec Biodiscovery Expedition 2011. *Bulletin of the Auckland Museum*, **20**, 405-442, <http://www.aucklandmuseum.com/research/pub/bulletin/420/418> .
- Ahyong, S. T. & Chan, T.-Y., 2008. A new species of *Oratosquilla* Manning, 1995 (Crustacea: Stomatopoda: Squillidae) from the Indo-West Pacific region with a key to the genus. *Zootaxa*, **1775**, 61–68.
- Anker, A. & De Grave, S., 2016. An updated and annotated checklist of marine and brackish caridean shrimps of Singapore (Crustacea, Decapoda). *Raffles Bulletin of Zoology, Supplement 34*, 343-454.
- Apel, M. & Spiridonov, V. A., 1998. Taxonomy and zoogeography of the portunid crabs (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Portunidae) of the Arabian Gulf and adjacent waters. *Fauna of Arabia*, **17**, 159-331, fig. 1-117.
- Baba, K., 1969. Four new genera with their representatives and six new species of the Galatheidae in the collection of the Zoological laboratory, Kyushu University, with the redefinition of the genus *Galathea*. *OHMU, Occasional Papers of the Zoological laboratory Faculty of Agriculture, Kyushu University Fukuoka, Japan*, **2**, 1-32, fig. 1-9.
- Baba, K., 1991. Crustacea Decapoda : *Alainius* gen. nov., *Leiogalathea* Baba, 1969, and *Phylladorhynchus* Baba, 1969 (Galatheidae) from New Caledonia. In: A. CROSNIER (ed.), *Résultats des campagnes MUSORSTOM, Volume 9. Mémoires du Muséum national d'Histoire naturelle, Paris (A)*, **152**, 479-491.
- Baba, K., 2005. Deep-sea Chirostylid and Galatheid Crustaceans (Decapoda: Anomura) from the Indo-Pacific, with a list of species. In: T. Wolff (ed.), *Galathea Reports, Volume 20, Scientific Results of The Danish Deep-Sea Expedition Round the World 1950-52*, **20**, 1-317, fig. 1-94.
- Baba, K., Macpherson, E., Lin, C.W. & Chan, T.-Y., 2009. Crustacean fauna of Taiwan: Squat lobsters (Chirostylidae and Galatheidae). *National Taiwan Ocean University, Keelung*, 1-311.
- Banner, A.H., 1953. The Crangonidae, or snapping shrimp of Hawaii. *Pacific Science*, **7**(1), 1-147.
- Banner, A.H. & Banner, D.M., 1983. An annotated checklist of the alpheid shrimp from the western Indian Ocean. *Travaux et Documents de l'ORSTOM*, **158**, 1-164.
- Barnard, K.H., 1955. Additions to the fauna-list of South African Crustacea and Pycnogonida. *Annals of the South African Museum*, **43**(1), 1-107.

- Boothe, B. B. & Heard, R. W., 1987. *Discias vernbergi*, new species, a caridean shrimp (Crustacea: Decapoda: Bresiliidae) from the northwestern Atlantic. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, **100**, 506-514.
- Boschma, H., 1957. Stylasterina in the collection of the Paris Museum III. *Stylaster flabelliformis* (Lamarck). *Zool. Med. Leiden*, **35**, 261-282.
- Bozec Y.M., 2006. Les poissons des récifs coralliens de Nouvelle-Calédonie : estimations d'abondance, relations habitat-poissons, interactions trophiques et indicateurs écologiques. Paris (FRA) ; Paris : Université de Paris 6, Th. : Océanographie et Environnements Marins, Université de Paris 6 : 312 p.
- Bruce, A.J., 1970. Report on some commensal pontoniid shrimps (Crustacea: Palaemonidae) associated with an Indo-Pacific gorgonian host (Coelenterata: Gorgonacea). *Journal of Zoology, London*, **160**, 537-544.
- Bruce, A.J., 1972. Notes on some Indo-Pacific Pontoniinae, XXI. *Typton bawii* sp. nov., the first occurrence of the genus *Typton* Costa in the Indian Ocean (Decapoda Natantia, Palaemonidae). *Crustaceana*, **23**, 243-254.
- Bruce, A.J., 1978. A report on a collection of pontoniine shrimps from Madagascar and adjacent waters. *Zoological Journal of the Linnean Society*, **62**, 205-290.
- Bruce, A.J., 1983. *Lysmata debelius* new species, a new hippolytid shrimp from the Philippines. *Revue française d'Aquariologie*, **9** [for 1982], 115-120.
- Bruce, A.J., 1994. A synopsis of the Indo-West Pacific genera of the Pontoniinae (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). *Königstein, Koeltz Scientific Books*, 1-172.
- Bruce, A.J., 2000. *Typton manningi* and *T. capricorniae*, new species, new pontoniine shrimps from Northern Queensland, with a review of the Indo-West Pacific species of *Typton* Costa (Decapoda: Palaemonidae). *Journal of Crustacean Biology*, **20** (Special number 2), 87-100, <https://doi.org/10.1163/1937240x-1990000>.
- Bruce, A.J., 2004. A partial revision of the genus *Periclimenes* Costa, 1884 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *Zootaxa*, **582**, 1-26.
- Bruggemann H., Bigot L., Cauvin B., Chabanet P., Durville P., Guillaume M., Hoarau L., Mulochau T., Penin L., Tessier E., Urbina I. & K. Pothin, 2016. Positive MPA effects after 8 years of conservation effort at Réunion Island (Indian Ocean). 13th international coral reef symposium.
- Cabezas, P., Macpherson, E. & Machordom, A., 2011. *Allogalathea* (Decapoda: Galatheidae): a monospecific genus of squat lobster? *Zoological Journal of the Linnean Society*, **162**, 245-270.
- Castro, P., 2002. New records of trapeziid crabs (Xanthoidea, Trapeziidae) from the Andaman Sea coast of Thailand, with notes on the taxonomic status of *Trapezia plana* Ward. In: *Proceedings of the International Workshop on the Crustacea of the Andaman Sea, Phuket Marine Biological Center, Department of Fisheries, Thailand, 29 November – 20 December 1998. Phuket Marine Biological Center Special Publication*, **23**, 361-367.
- Castro, P., 2011. Catalog of the anomuran and brachyuran crabs (Crustacea: Decapoda: Anomura, Brachyura) of the Hawaiian Islands. *Zootaxa*, **2947**, 1-154.

- Castro, P., Ng, P. K. L. & Ahyong, S. T., 2004. Phylogeny and systematics of the Trapeziidae Miers, 1886 (Crustacea: Brachyura), with the description of a new family. *Zootaxa*, **643**, fig. 1-3, pl. 1-4., 1-70.
- Castro, P., Ng, P. K. L. & Ahyong, S. T., 2004. Phylogeny and systematics of the Trapeziidae Miers, 1886 (Crustacea: Brachyura), with the description of a new family. *Zootaxa*, **643**, 1-70.
- Coleman R.R., Copus J.M., Coffey D.M., Whitton R.K. et B.W Bowen, 2018. Shifting reef fish assemblages along a depth gradient in Pohnpei, Micronesia. *Peer J*, **6**, e4650.
- Crosnier, A., 1962. Crustacés Décapodes Portunidae. *Faune de Madagascar*, **16**, 1-154.
- Davie, P.J.F., 2002. Crustacea: Malacostraca: Phyllocarida, Hoplocarida, Eucarida (Part 1). In: Wells, A. & Houston, W.W.K. (eds) Zoological Catalogue of Australia. CSIRO Publishing, Melbourne. (Hoplocarida co-authored with Shane Ahyong), **19**(3A), 551 pp.
- Debelius, H., 2001. Crustacea guide of the world. Shrimps, Crabs, Lobsters, Mantis Shrimps, Amphipods. IKAN, Frankfurt, second edition, 321 pp.
- Drivas J. & M. Jay, 1988. Three New Species of the Genus *Terebra* from the Mascarenes Islands, Indian Ocean (Neogastropoda: Terebridae). *Venus* **47**(3): 167-171
- Đuriš, Z. & Horká, I., 2017. Towards a revision of the genus *Periclimenes*: resurrection of *Ancyllocaris* Schenkel, 1902, and designation of three new genera (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). *ZooKeys*, **646**, 25-44, <https://doi.org/10.3897/zookeys.646.11397>.
- Durville P., Mulochau T., Barrère A., Quod J.P., Spitz J., Quéro J.C. and Ribes S., 2009a. Inventaire des poissons récoltés lors de l'éruption volcanique d'avril 2007 du piton de la fournaise (île de la Réunion). *Ann. Soc. Sci. Nat. Char.-Mar.*, **9**(9): 948-956 <https://archimer.ifremer.fr/doc/00000/6604/>
- Durville P., Mulochau T., Alayse J-P., Barrere A., Bigot. and Roland T., 2009b. Exploration sous-marine à l'aide d'un engin de type R.O.V sur les reliefs profonds de l'île de la Réunion expédition ABYSSEA ; *Revue d'écologie*, vol. 64, N°4, pp. 293-304 <http://hdl.handle.net/2042/55792>
- Durville P., Mulochau T., Quod J.P., Pinault M. et L. Ballesta, 2021. Premier inventaire ichtyologique du mont sous-marin La Pérouse. Ile de La Réunion, sud-ouest océan Indien. Expédition La Pérouse, 2019. *Annales de la société de sciences naturelles de la Charente-Maritime*. **11**(3) : 305-327
- Faure, G., 1975. Etude comparative des récifs coralliens de l'Archipel des Mascareignes (Ocean Indien). *Mauritius Inst. Bull.* **8** (1): 1-25
- Fransen, C.H.J.M. & Rauch, C., 2013. *Hamodactylus macrophthalmus* spec. nov., a new coral-associated pontonine shrimp (Decapoda, Caridea, Palaemonidae) from Indonesia. *Zootaxa*, **3635**(3), 286-296.
- Griffin, D. J. G., 1970. The Australian Majid spider crabs of the genus *Achaeus* (Crustacea, Brachyura). *Journal of The Royal Society of Western Australia*, **53**, 97-119.
- Griffin, D.J.G., 1974. Spider crabs (Crustacea: Brachyura: Majidae) from the international Indian Ocean Expedition, 1963-1964. *Smithsonian Contribution to Zoology*, **182**, i-iv, 1-35.
- Griffin, D. J. G. & Tranter, H. A., 1986. The Decapoda Brachyura of the *Siboga* Expedition. Part 8, Majidae. *Siboga Expedition, Monographie*, **39**, 1-335.

Gosliner, T.M., Behrens, D.W. & Williams, G.C., 1996. Coral reef animals of the Indo-Pacific. Animal life from Africa to Hawai'i, exclusive of the vertebrates. *Sea Challengers, Monterey, California*, 1-314.

Guilhaumon F., Savelli M.P., Bigot L., Durville P., Matthews T. J. and P. Chabanet, 2018. Functional vulnerability in Western Indian coral reef fishes: Indicator species and conservation priorities *Diversity and Distributions*. WIOMSA Symposium, Mauritius

Guinot, D., 1962. Sur une collection de Crustacés Décapodes Brachyours de Mer Rouge et de Somalie. *Bolletino del Museo Civico di Storia Naturale di Venezia*, **15**, 1962 (1964) 7-63, fig. 1-37, pl. 1-4.

Harmelin-Vivien M.L., 1979. Ichtyofaune des récifs coralliens de Tuléar (Madagascar): Ecologie et relations trophiques. Thèse d'Etat, Univ. Aix- Marseille II : 165 pp.

Hayashi, K.I., 1975. *Anachlorocurtis commensalis* gen. nov., sp. nov. (Crustacea, Decapoda, Pandalidae), a new pandalid shrimp associated with antipatharian corals from central Japan. *Annotationes Zoologicae Japonenses*, **48**, 172-182.

Hoarau L, Penin L, Boissin E, Rouzé H, Plantard P, Loisil C, Labarrère P, Mulochau T, Trentin F, Gravier-Bonnet N, Bigot L, Chabanet P, Adjeroud M., 2021a. Benthic communities in the mesophotic zone off Reunion Island (South-West Indian Ocean) reveal unique habitats with an unexplored biodiversity. 14th International Coral Reef Symposium. Bremen, Germany.

Hoarau, L., Rouzé H., Boissin E., Gravier-Bonnet N., Plantard P., Loisil C., Bigot L., Chabanet P., Labarrère P., Penin L., Adjeroud M. and Mulochau T., 2021b. "Unexplored Refugia with High Cover of Scleractinian *Leptoseris* spp. and Hydrocorals *Stylaster flabelliformis* at Lower Mesophotic Depths (75–100 m) on Lava Flows at Reunion Island (Southwestern Indian Ocean)" *Diversity* 13, no. 4: 141. <https://doi.org/10.3390/d13040141>

Holthuis, L.B., 1952. The Decapoda of the *Siboga* Expedition. Part XI. The Palaemonidae collected by the *Siboga* and *Snellius* Expeditions with remarks on other species, II, subfamily Pontoniinae. *Siboga-Expeditie*, **39a**(10), 1-253.

Holthuis, L.B., 1993. The recent genera of the caridean and stenopodidean shrimps (Crustacea, Decapoda), with an appendix on the order Amphionidacea. *Editors C.H.J.M. Fransen & C. van Achterberg. Nationaal Natuurhistorisch Museum*, 1-328.

Horká, I., De Grave, S. & Ďuriš, Z., 2014. A new species of shrimp of the genus *Anachlorocurtis* Hayashi, 1975 from the Red Sea, with range extension of *A. commensalis* Hayashi, 1975 (Crustacea, Decapoda, Pandalidae). *ZooKeys*, **407**, 9-28, <https://doi.org/10.3897/zookeys.3407.7457> .

Horká, I., Fransen, C.H.J.M. & Ďuriš, Z., 2016. Two new species of shrimp of the Indo-West Pacific genus *Hamodactylus* Holthuis, 1952 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *European Journal of Taxonomy*, **188**, 1-26.

IUCN, 2020. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2020-2. <https://www.iucnredlist.org>

Kahng S., Copus J.M. & D. Wagner, 2017. Mesophotic Coral Ecosystems. In: Rossi S., Bramanti L., Gori A., Orejas C. (eds) *Marine Animal Forests*. Springer, Cham

- Kazmi, Q.B. & Tirmizi, N.M., 1999. Two new species and a new record of spider crabs with a note on *Stilbognathus curvicornis* (Herbst, 1803) from Pakistan waters of the Northern Arabian Sea. *Crustaceana*, **72**(4), 369-382, <https://doi.org/310.1163/156854099503438>
- Kemp, S., 1922. Notes on Crustacea Decapoda in the Indian Museum. XV. Pontoniinae. *Records of the Indian Museum*, **24**, 113-288.
- Kensley, B., 1983. New records of bresiliid shrimp from Australia, South Africa, Caribbean, and Gulf of Mexico (Decapoda: Natantia: Caridea). *Smithsonian Contributions to Zoology*, **394**, 1-31.
- Lee, B.Y. & Ng, P.K.L., 2019. On the identity of *Hyastenus inermis* (Rathbun, 1911), and description of a new species from Sulawesi, Indonesia (Crustacea: Decapoda: Majoidea: Epiplatidae). *Raffles Bulletin of Zoology*, **67**, 490-497.
- Legall N. & J Poupin., 2020. - CRUSTA: Database of Crustacea (Decapoda and Stomatopoda), with special interest for those collected in French overseas territories. With 'Mesophotic' Crustacea for Mayotte at http://crustiesfroverseas.free.fr/search_result.php?refregion=Mesophotic.
- Legall, N. & Poupin, J., 2021. CRUSTA: Database of Crustacea (Decapoda and Stomatopoda), with special interest for those collected in French overseas territories. At <http://crustiesfroverseas.free.fr/>
- Letourneur Y., Kulbicki M. et P. Labrosse, 1998. Spatial structure of commercial reef fish communities along terrestrial runoff gradient in the Northern lagoon of New Caledonia. *Environ. Biol. Fish.*, 51: 141-159.
- Li, X. & Bruce, A.J., 2006. Further Indo-West Pacific palaemonoid shrimps (Crustacea: Decapoda: Palaemonoidea), principally from the New Caledonian region. *Journal of Natural History*, **40**(11-12), 611-738.
- Lyeske E. et R.F. Myers, 1995. Guide des poissons des récifs coralliens. Delachaux et Niestle (Eds.). 400 p.
- Macpherson, E. & Baba, K., 2012. The squat lobsters of the genus *Sadayoshia* Baba, 1969 (Crustacea: Decapoda: Anomura: Munididae): new records including six new species from the Pacific Ocean. *Zootaxa*, **3589**, 30-48.
- Macpherson, E. & Cleva, R., 2010. Shallow-water squat lobsters (Crustacea, Decapoda, Galatheidae) from Mayotte (Comoros Island), La Réunion and Madagascar, with the description of a new genus and two new species. *Zootaxa*, **2612**, 57-68.
- Macpherson, E. & Robainas-Barcia, A., 2015. Species of the genus *Galathea* Fabricius, 1793 (Crustacea, Decapoda, Galatheidae) from the Indian and Pacific Oceans, with descriptions of 92 new species. *Zootaxa*, **3913**, 1-335.
- Macpherson, E. & Saint Laurent de, M., 2002. On the genus *Munida* Leach 1820 (Decapoda, Galatheidae) from the western and southern Indian Ocean, with the description of four new species. *Crustaceana*, **75**, 465-484.
- Macpherson, E., Rodríguez-Flores, P. C. & Machordom, A., 2017. New sibling species and new occurrences of squat lobsters (Crustacea, Decapoda) from the western Indian Ocean. *European Journal of Taxonomy*, **343**, 1-61, <https://doi.org/10.5852/ejt.2017.343>

- Madhavan, M., Purushothaman, P., Akash, S., Bharathi, S., Jose, S., Dhinakaran, A., Ravi, C., Kumar, T.T.A. & Lal, K.K., 2019. New record of *Thor hainanensis* Xu & Li, 2004 and taxonomical remarks on *Lysmata ternatensis* de Man, 1902 (Decapoda: Thoridae & Lysmatidae) from the Lakshadweep Islands, India. *Zootaxa*, **4624**(3), 351-364.
- Malay, M. C., Komai, T. & Chan, T.-Y., 2012. A new cryptic species in the “*Calcinus anani* Poupin & McLaughlin, 1998” species complex (Decapoda: Anomura: Diogenidae): evidence from colouration and molecular genetics. *Zootaxa*, **3367**, 165-175.
- Manning, R. B., 1978. New and rare stomatopod Crustacea from the Indo-West-Pacific region. *Smithsonian Contribution to Zoology*, **264**, 1-36.
- Marin, I., 2008. A revision of the generic position of *Typton australis* Bruce, 1973 (Decapoda: Palaemonidae: Pontoniinae), with a new diagnosis for the pontoniine shrimp genus *Onycocaridella* Bruce, 1981. *Zootaxa*, **1897**, 64-66.
- Marin, I.N., 2010. A second species of the genus *Manipontonia* Bruce, Okuno & Li, 2005 (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). In: *De Grave, S. & Fransen, C.H.J.M. (2010) Contributions to shrimp taxonomy. Zootaxa*, **2372**, 61-68.
- McElroy, ME., Dressler, TL., Titcomb, GC., Wilson, EA., Deiner, K., Dudley, TL., Eliason, EJ., Evans, NT., Gaines, SD., Lafferty, KD., Lamberti, GA., Li, Y., Lodge, DM., Love, MS., Mahon, AR., Pfrende, ME., Renshaw, MA., Selkoe, KA. and Jerde, CL., 2020. Calibrating Environmental DNA Metabarcoding to Conventional Surveys for Measuring Fish Species Richness. *Front. Ecol. Evol.* 8:276. doi: 10.3389/fevo.2020.00276
- McEnulty, F. R., Gowlett-Holmes, K. L., Williams, A., Althaus, F., Fromont, J., Poore, G. C. B., O’Hara, T., Marsch, L., Kott, P., Slack-Smith, S., Alderslade, P. and Kitahara, M., 2011. The deepwater megabenthic invertebrates on the western continental margin of Australia (100-1100 m depths): composition, distribution and novelty. *Records of the Western Australian Museum, Supplement*, **80**, 1-191, <https://doi.org/10.18195/issn.0313-122x.80.2011.001-191>.
- McLaughlin, P.A., 1986. Three new genera and species of hermit crabs (Crustacea: Anomura: Paguridae) from Hawaii. *Journal of Crustacean Biology*, **6**(4), 789–803.
- Montaggioni L., 1970. Répartition et zonation géomorphologique des structures récifales de l’île de La Réunion (océan Indien). C. r. hebdomadaire des séances de l’Académie des Sciences et des belles-lettres de Paris (D), 270 : 663-665
- Miyake, S. & Takeda, M., 1969. On Two Majid Crabs of the Genus *Achaeus* from the Ogasawara Islands (Crustacea, Brachyura). *Proceeding of The Japanese Society of Systematic Zoology*, **5**, 22-32.
- Monod, T., 1975. Sur quelques crustacés malacostracés de l’île de la Réunion. *Bulletin du Muséum national d’Histoire naturelle, Paris, 3ème série, Zoologie*, **319**(226), 1005-1033.
- Morais J. & B. A. Santos, 2018. Limited potential of deep reefs to serve as refuges for tropical Southwestern Atlantic corals. *Ecosphere/ESA* Vol. 9, Issue 7. <https://doi.org/10.1002/ecs2.2281>
- Miya, M., Sato, Y., Fukunaga, T., Sado, T., Poulsen, JY., Sato, K., Minamoto, T., Yamamoto, S., Yamanaka, H., Araki, H., Kondoh, M. and Iwasaki, W., 2015. MiFish, a set of universal PCR primers for metabarcoding environmental DNA from fishes: detection of more than 230 subtropical marine species. *R Soc Open Sci.* 2(7):150088
- Mulochau T., Delamare C. & C. Conand, 2020. First occurrence of the species *Holothuria coronopertusa* in Mayotte, in the Indian Ocean. *SPC Bêche-de-mer Information Bulletin* # 40,

Mulochau T., Durville P. et J. Mathey, 2020. Exploration de la zone mésophotique de quelques pentes externes de Mayotte à l'aide d'un ROV – Inventaire faunistique non exhaustif - BIORECIF – Parc Naturel Marin de Mayotte. 23 p et annexes.

Mulochau T., Durville P., Barathieu G., Budet D., Delamarre C., Konieczny O., Quaglietti S., Anker A., Bidgrain P., Bigot L., Bo M., Bonnet N., Bourmaud C., Conand C., De Voogd N., Ducarme F., Faure G., Fricke R., Huet R., Mah C., Maurel L., Messing C., Philippot V., Poupin J., Sartoretto S., Schleyer M., Stöhr S., Trentin F. & J. Wickel, 2019. Inventaire faunistique non exhaustif de quelques sites situés en zone récifale mésophotique à Mayotte - BIORECIF – GALAXEA - DEAL Mayotte. 30 p et annexes.

Mulochau T., Huet R., Trentin F., Rauby T., Holon F., Ballesta L. et P. Durville, 2020. Inventaire des mollusques du mont sous-marin La Pérouse – Ile de La Réunion, sud-ouest océan Indien – Expédition La Pérouse 2019. *Folia conchylologica* 56: 3-15 et erratum 57 p48 <http://www.cernuelle.com/file/Folia%20Conch%2056.pdf>

Mulochau T., Durville P., Fricke R., Plantard P., Loisil C., Broudic L. and J.C. Martigné, soumise à Cybium en 2021. New observations of nine fish species from Reunion Island observed during an inventory of the fauna of mesophotic zone (70 – 110 m)

Muir P.R. Wallace C.C., Pichon M. & P. Bongaerts, 2018. High species richness and lineage diversity of reef corals in the mesophotic zone. **285**. *Proc. R. Soc. B.* <http://doi.org/10.1098/rspb.2018.1987>

Naderloo, R. (2015). A new species of decorator crabs, genus *Menaethiops* Alcock, 1895 (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Majoidea: Epialtidae), from Abu-Musa Island, Persian Gulf, Iran. *Zootaxa*, **3925**(3), 431-437.

Nelson W. A., 2009. Calcified macroalgae - critical to coastal ecosystems and vulnerable to change: a review. *Mar. Freshw. Res.* 60: 787-801.

Ng, P. K. L. & Boyko, C. B., 2016. A new species of *Achaeus* Leach, 1817 (Decapoda: Brachyura: Majoidea: Inachidae) from Easter Island. *Nauplius*, **24**, 1-7, e2016019.

Ng, P. K. L., Guinot, D. & Davie, P. J. F., 2008. Systema Brachyurorum: Part 1. An Annotated checklist of extant Brachyuran crabs of the world. *The Raffles Bulletin of Zoology, supplement series*, **17**, 1-286, figs 1-198.

Oka S-I, Doi H, Miyamoto K, Hanahara N, Sado T, Miya M., 2021. Environmental DNA metabarcoding for biodiversity monitoring of a highly diverse tropical fish community in a coral reef lagoon: Estimation of species richness and detection of habitat segregation. *Environmental DNA*. 3: 55–69 <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/edn3.132>

Osawa, M. & Nishikiori, K., 1998. A new species of the genus *Chirostylus* Ortmann, 1892 (Crustacea: Decapoda: Anomura: Chirostylidae) from the Ogasawara Islands, southern Japan. *Proceedings Biological Society Washington*, **111**, 382-388.

- Pachelle, P. G. & De Grave, S., 2015. New records of the rare shrimp genus *Discias* Rathbun (Decapoda, Caridea, Disciadidae). *Crustaceana*, **88**, 1467-1474.
- Peyrot-Clausade, M. & Serène, R. 1976. Observations sur quelques espèces de Brachyours (Crustacés Décapodes) de Madagascar. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, Zoologie, Paris, 3e série*, **416**, 1339–1371.
- Pauly D. et D. Zeller, 2016. Catch reconstructions reveal that global marine fisheries catches are higher than reported and declining. *Nature Communications*. Nature Publishing Group. 7, 10244.
- Pichon M., Rouzé H., Barathieu G., Konieczny O., Adjeroud M. et Thomassin B., 2020. Extension of the known distribution of the scleractinian coral *Leptoseris troglodyta* to the southwestern Indian Ocean: new record from mesophotic caves in Mayotte. *Bulletin of Marine Science* 96 (4) <https://doi.org/10.5343/bms.2020.0009>
- Poupin J., Cleva R., Bouchard J.-M., Dinhut V. & Dumas J., 2018. The crabs from Mayotte Island (Crustacea, Decapoda, Brachyura). *Atoll Research Bulletin*, 617, i-vi, 1-109. [PDF \(4.6 Mo\)](#)
- Poupin J., Quod J.-P., Zubia M., Bollard S., Barrère A. & H. Magalon, 2013. Les crustacés de La Réunion (Crustacea, Decapoda) dans la zone marine du Piton de la Fournaise. *Rapport scientifique de l'IRENAV, Institut de Recherche de l'Ecole Navale*, janvier 2013 : 1-10, tab. 1, figs 1-3. ([PDF 1,0 Mo](#))
- Poupin, J. & McLaughlin, P., 1998. Additional *Calcinus* (Decapoda, Anomura, Diogenidae) from French Polynesia with three new species and a key to Indo-West Pacific species. *Crustacean Research, Tokyo*, **27**, 9-27, figs 1-4.
- Poupin, J., Barathieu, G., Konieczny, O. & T. Mulochau, sous presse pour mars 2022. Crustacés (Decapoda, Stomatopoda) dans la zone mésophotique corallienne de Mayotte (SO Océan Indien). *Naturae*, accepté en mars 2021, sous presse pour mars 2022 ([Draft accepted, PDF 2.4 Mo](#))
- Rathbun, M. J., 1911. Marine Brachyura. In: The Percy Sladen Trust expedition to the Indian Ocean in 1905 under the leadership of Mr. J. Stanley Gardiner. Vol. III, n°XI. *Transactions of the Linnean Society of London, series 2, Zoology*, **14**, 191-261, fig. 1-2, pl. 15-20.
- Riaz T., Shehzad W., Viari A., Pompanon F., Taberlet P., Coissac E., 2011. EcoPrimers: inference of new DNA barcode markers from whole genome sequence analysis, *Nucleic Acids Research*, Volume 39, Issue 21, p. 145, <https://doi.org/10.1093/nar/gkr732>
- Ribes, S., 1978. La macrofaune vagile associée à la partie vivante des scléactiniaires sur un récif frangeant de l'île de la Réunion (Océan Indien). *Thèse de doctorat de 3ème cycle en océanologie, Université d'Aix-Marseille 2*, 167 pp.
- Sandin S.A. et E. Sala., 2011. Using successional theory to measure marine ecosystem health. *Evol. Ecol.*, 26(2) : 435-448.
- Saint Laurent-Dechancé, M., 1966. Remarques sur la classification de la famille des Paguridae et sur la position systématique d'*Iridiopagurus* de Saint Laurent. Diagnose d'*Anapagrides* gen. nov. *Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle, Paris, 2e série*, **38**(3), 257–265.
- Sakai, K., 2004. Crabs of Japan. CD - ETI, University of Amsterdam, ISBN 90-75000-59-6, available at <http://species-identification.org/index.php>

- Schnabel, K.E. & Ahyong, S.T., 2019. The squat lobster genus *Phylladorhynchus* Baba, 1969 in New Zealand and eastern Australia, with description of six new species. *Zootaxa*, **4688**(3), 301-347.
- Stephenson, W., 1972. An annotated check list and key to the Indo-West Pacific swimming crabs (Crustacea : Decapoda : Portunidae). *Bulletin of the Royal Society of New Zealand*, **10**, 1-64.
- Takeda, M. & Miyake, S., 1968. Pilumnid crabs of the family Xanthidae from the West Pacific. I. Twenty-three species of the genus *Pilumnus*, with description of four new species. *OHMU Occasional papers of Zoological Laboratory Faculty of Agriculture, Kyushu University*, **1**, 1-58, fig. 1-13, pl. 1-4.
- Tea Y.-K., Plantard P. and Greene B.D., 2020. Notes on fishes of the mesophotic reefs of Réunion Island. *J. Ocean Sci. Found.* 35, 1–7 <https://doi.org/10.5281/zenodo.3608296>
- Tirmizy, N. M. & Khan, B. U. N., 1979. Two species of *Chirostylus* from the Indian Ocean with observations on the generic characters (Decapoda, Chirostylidae). *Crustaceana, Supplement* **5**, 77-88.
- Turner J.A., Babcock R.C., Hovey R. & G.A. Kendrick, 2017. Deep thinking : a systematic review of mesophotic coral ecosystems. *ICES Journal of Marine Science*, Vol. 74, Issue 9, pp 2309–2320. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsx085>
- Werner, T.B. & G.R. Allen, 1998. A rapid biodiversity assessment of the coral reefs of Milne Bay Province, Papua, New Guinea. RAP Working Papers 11, Conservation International, Washington, DC, 109 p.
- Wickel J., Jamon A., Pinault M., Durville P. & P. Chabanet, 2014. Composition et structure des peuplements ichthyologiques marins de l'île de Mayotte (sud-ouest de l'océan Indien). *Cybium* (38) 3 : 179-203.
- Wickel J. & A. Jamon, 2010. Inventaire taxonomique actualisé des poissons marins de l'île de Mayotte et des bancs récifaux de Geyser-Zélée, Canal de Mozambique. Liste révisée des espèces et élaboration d'une base de données fonctionnelle. 35 p. + annexes. Rapport LAGONIA/APNEE pour le compte de la DAF Mayotte.
- Zehntner, L. 1894. Voyage de MM. M. Bedot et C. Pictet dans l'Archipel Malais. Crustacés de l'Archipel Malais. *Revue Suisse de Zoologie et Annales du Musée d'Histoire Naturelle de Genève*, **2**, 135-214 [230-308].

8 FINANCEMENTS

Le programme MesoRun a été financé par le programme Life de l'Union Européenne, l'Office Français de la Biodiversité et l'Agence française de développement au travers du programme Life4Best.



Avec le soutien financier du programme LIFE de l'Union européenne, l'Office Français de la Biodiversité et l'Agence Française de Développement au travers du programme LIFE4BEST

9 REMERCIEMENTS

De nombreux acteurs ont permis la réussite de ce programme, nous remercions :

- Daniel Boyer (Ste Rose), David Paris (Plongée Péi – St Leu), Marc Hénon-Hilaire et Eric Crambes (Bleu Océan –St Leu) pour les moyens nautiques et la sécurité des plongeurs en surface
- Le laboratoire d'écologie marine de l'université de La Réunion, notamment Sophie Bureau, pour l'accès au laboratoire situé sur le port de St Gilles
- L'université de La Réunion, l'IRD et le CITEB pour avoir soutenu ce programme
- La Réserve Naturelle Marine de La Réunion et la DEAL pour les autorisations de collectes et de transports des organismes et les différents soutiens apportés.
- Les experts consultés : Michel Pichon (scléactiniaux), Julien Wickel (poissons), Chantal Conand (holothuries) et tous les autres experts consultés.
- Armand Daydé de l'association Vie Océane pour la réalisation du documentaire sur le programme MesoRun, les plongées et les vols du drone.

10 ANNEXES

10.1 Annexe 1

Autorisations de prélèvements et de transport :

1. Décision préfectorale n°2020-31 portant autorisation de prélèvements scientifiques



Saint-Denis, le 25 juin 2020

DECISION N°2020-31 PORTANT AUTORISATION DE PRELEVEMENT D'ESPECES MARINES DANS LE PERIMETRE DE LA RESERVE NATURELLE MARINE DE LA REUNION HORS ZONE SANCTUAIRE

Le Directeur de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement de La Réunion ;

VU Le décret n°2007-236 du 21 février 2007 modifié par le décret n°2014-542 du 26 mai 2014, portant création de la Réserve Naturelle Nationale Marine de La Réunion;

VU l'arrêté du préfet de La Réunion n° 413 du 13 mars 2020 portant délégation de signature à M. Philippe GRAMMONT, directeur de l'environnement, de l'aménagement et du logement de La Réunion ;

VU la décision n°32 du 04 mai 2020 portant subdélégation de signature à certains agents placés sous l'autorité du directeur de l'environnement, de l'aménagement et du logement (DEAL) ;

VU la demande de Monsieur Thierry MULOCHAU (BioRécif), de Monsieur Jean-Claude MARTIGNE (VieOcéane) et de Mme Florence TRENTIN (Vie Océane) en date du 08 juin 2020 ;

VU l'avis 302 du Comité Scientifique de la « Réserve Naturelle Nationale Marine de La Réunion » et du GIP « Réserve Naturelle Nationale Marine de La Réunion » du 20 juin 2020;

CONSIDÉRANT que les opérations envisagées contribueront à améliorer la connaissance et la sensibilisation en matière d'écologie des espaces récifaux de La Réunion,

DECIDE :

Article 1^{er} : Objet de l'autorisation

Le projet MesoRun a pour objectif principal de faire un inventaire faunistique non exhaustif en zone mésophotique sur quelques sites à La Réunion afin de préciser la biodiversité qu'elle abrite. Le projet comporte un site sur la commune de Saint-Leu (pointe au sel) dans le périmètre de la RNMR. Il prévoit un inventaire des différents taxons dont la détermination est réalisée sur la base de clichés photographiques ou, pour les plus compliqués, (spongiaires, cnidaires, mollusques, échinoderme), sur la base de prélèvements d'une partie ou de tout l'organisme selon sa taille avec maximum un prélèvement par espèce dans ce cas. Le projet prévoit également des prélèvements de sable coquillier, des prélèvements d'eau pour des analyses en ADN environnemental ainsi que des prélèvements de substrat dur pour la recherche de micro-algues (risque ciguatera).

Dans le cadre de ce projet, M. Thierry MULOCHAU, M. Jean-Claude MARTIGNE, Me Florence TRENTIN, Me Estelle CROCHELET, M. Patrick PLANTARD et Me Camille LOISIL sont autorisés à entrer dans le périmètres de la Réserve marine sur le secteur de la Pointe au sel - Saint Leu hors zone sanctuaire.

Article 2 :

Ces sorties ne sont possibles que sous l'autorité du Groupement d'Intérêt Public « Réserve Naturelle Nationale Marine de La Réunion », qui se réserve le droit de fixer le nombre maximum de participants à chaque sortie et qui coordonne la distribution des équipes sur les récifs coralliens.

Le GIP-RNMR est averti des dates des sorties par message électronique au minimum 24h avant celles-ci : marine.dedeken@reservemarinereunion.fr et info@reservemarinereunion.fr.

Le GIP-RNMR se réserve le droit de ne pas autoriser les sorties s'il le juge nécessaire.

Article 3 :

À l'issue de la période d'autorisation, le bénéficiaire adresse à la DEAL et au GIP-RNMR, un compte rendu du nombre de sorties effectuées et un rapport synthétique de l'ensemble des travaux et de leurs bénéfices pour la sensibilisation en matière d'écologie des espaces récifaux de La Réunion.

Article 4 :

Les titulaires de l'autorisation disposent sur eux de la présente autorisation et sont en mesure de justifier leur identité et leur ~~fonctio~~.

Article 5 :

La présente autorisation est valable à compter de la date de signature de cette décision jusqu'au 31 août 2021.

DEAL Réunion :
Service Eau et Biodiversité
2 rue Juliette Dodu - CS 41009
97743 SAINT DENIS CEDEX 9
Tél : 02 62 94 72 50 - Fax : 02 62 94 72 55

Pour directeur de l'environnement,
de l'aménagement et du logement
Pour Le Chef du Service Eau et Biodiversité
Le Coordonnateur du service sur l'environnement marin et le littoral



Pascal TALEC

Copies : Madame la directrice du GIP RNMR, Monsieur le directeur de la DMSOI, le Général commandant des FAZSOI (Brigade de surveillance du littoral), le Général commandant la gendarmerie départementale (Brigade Nautique), Monsieur le Chef de la BNOI, Monsieur le directeur de la DSAC OI.

2. Autorisation de transport d'organismes dans le cadre du programme MesoRun – DEAL Réunion
courrier SEB/UBIO//2020 n°347



**Direction de l'environnement
de l'aménagement et du logement**

Saint-Denis, le 26 juin 2020

Service Eau & Biodiversité
Cellule « mer et littoral »
Affaire suivie par : Juliette RODICQ
Tél. : 02.62.94.78.11
Courriel : juliette.rodicq@developpement-durable.gouv.fr
Réf : SEB/UBIO//2020-n° **347**

Monsieur Thierry MULOCHAU
BIORECIF
33 rue de l'Albatros
97434 Saint-Paul

Objet : Autorisation de transport d'échantillons de spécimens d'espèces marines dans le cadre du projet MesoRun

Monsieur,

Je fais suite à votre demande par courriel en date du 19 mars 2020 concernant le projet MesoRun.

Le projet MesoRun a pour objectif principal de faire un inventaire faunistique non exhaustif en zone mésophotique sur quelques sites à La Réunion afin de préciser la biodiversité qu'elle abrite. Le projet prévoit un inventaire des différents taxons dont la détermination est réalisée sur la base de clichés photographiques ou, pour les plus compliqués, (spongiaires, cnidaires, mollusques, échinoderme), sur la base de prélèvements d'une partie ou de tout l'organisme selon sa taille avec maximum un prélèvement par espèce dans ce cas. Le projet prévoit également des prélèvements de sable coquillier, des prélèvements d'eau pour des analyses en ADN environnemental ainsi que des prélèvements de substrat dur pour la recherche de micro-algues (risque ciguatérique).

Dans ce cadre, la société Biorécif est autorisée à transporter des échantillons de spécimens d'espèces marines non protégées, dans la zone économique exclusive de La Réunion, jusqu'au 31 août 2021.

Les échantillons ne sont prélevés que sur des spécimens qui ne sont pas protégés sur le territoire national au titre de l'article L.411-1 du code de l'environnement et ne nécessitent à ce titre aucune autorisation particulière.

3 rue Juliette SIMON – CS 41002
97431 Saint-Denis cedex 5
Tél. : 02 62 94 28 26
www.reunion.developpement-durable.gouv.fr

Le transport des éventuels spécimens soumis à la convention de Washington, dite CITES, et inscrits en annexe IIB ne nécessitent pas de permis CITES, s'agissant d'échantillons scientifiques et non d'une utilisation commerciale.

Le présent courrier ne vaut pas déclaration au titre du protocole de Nagoya pour l'accès aux ressources génétiques et le partage des avantages découlant de leur utilisation (APA). Si nécessaire, une déclaration doit être faite directement auprès du ministère de la transition écologique et solidaire.

Fait à la demande de l'intéressé pour valoir ce que de droit.

Je vous prie d'agréer, Monsieur, l'expression de mes salutations distinguées.

Pour le chef du Service eau et biodiversité,
Le Coordonnateur environnement marin et
littoral,

Pascal TALEC

10.2 Annexe 2

Les données du programme MesoRun sont bancarisées dans la Base de données Borbonica et dans la bas CRUSTA pour les crustacés.

<https://www.borbonica.re/>

http://crustiesfroverseas.free.fr/search_result.php?refregion=MESORUN



Direction de l'environnement de l'aménagement et du logement

Le directeur

Service eau et biodiversité
Unité biodiversité
Affaire suivie par : Rémi BOUILLY
Tél : 02 62 94 72 57
Courriel : remi.bouilly@developpement-durable.gouv.fr
Ref : SEB/UBIO-185/RBO/2021- 

Saint-Denis, le 29/09/2021

Monsieur le président de Vie Océane
Association Vie Océane
16 avenue d'Aquitaine
97427 Etang salé les Bains

Objet : Bancarisation de données issues du projet MesoRun dans le SINP 974

Monsieur le Président,

Par courrier du 20 septembre 2021, vous avez demandé l'adhésion de l'association Vie Océane à la charte du Système d'information de l'inventaire du patrimoine naturel de La Réunion (SINP 974).

Les modalités pratiques de votre contribution au dispositif sont en cours de finalisation, et nous pourrions prochainement valider votre adhésion au SINP 974.

A ce jour, vous avez déjà transmis plusieurs jeux de données, notamment des données sur les poissons et les mollusques, acquises dans le cadre du projet MesoRun.

Ce courrier acte de la bonne réception de vos données, et confirme leur prise en compte dans le SINP 974. Ces données sont actuellement en cours d'intégration, et seront bientôt disponibles sur le portail du SINP 974 www.borbonica.re.

Je me réjouis de cette collaboration, qui permet d'améliorer encore la circulation de données naturalistes de qualité, et ainsi de faciliter la prise en compte de la biodiversité dans les actions de conservation et d'aménagement du territoire.

Je vous prie d'agréer, Monsieur le Président, l'expression de mes salutations distinguées.

Pour le directeur de l'environnement, de
l'aménagement et du logement et par délégation,
Le cheffe d'unité biodiversité



Isabelle Bracco

10.3 Annexe 3

Fiche Action pour la Direction de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement à La Réunion

Premières Zones naturelles d'intérêt floristique et faunistique (ZNIEFF) marine en zone mésophotique à La Réunion

Contexte

L'inventaire des Zones Naturelles d'Intérêt Écologique Floristique et Faunistique (ZNIEFF) est l'inventaire de référence du patrimoine naturel sur le territoire national.

A La Réunion, 42 ZNIEFF marines de type I et 20 ZNIEFF marines de type II sur une superficie totale de 87 km² ont été mises en place entre 1997 et 2019.

La limite bathymétrique de ces inventaires (30m environ) a été conditionnée par les contraintes de l'exploration en plongée sous marine et le niveau de plongée des différents experts impliqués dans les échantillonnages. Il n'y a donc pas de ZNIEFF marine à La Réunion entre 30 et 100 m de profondeur en zone mésophotique.

Le programme MesoRun a permis de faire l'inventaire de la biodiversité et de décrire les habitats de certains sites situés en zone mésophotique à La Réunion. D'autres programmes en cours collectent des données comme IPERDMX, Recif-3D et d'autres études, comme BIOLAVE ou ABYSSEA, ont déjà permis d'apporter des connaissances de la biodiversité et des habitats des zones mésophotiques à La Réunion.

Objectifs

Mise en place de ZNIEFF de type I et II en zone mésophotique à La Réunion.

L'objectif principal est de poursuivre les inventaires et de proposer des zones à l'inscription en ZNIEFF situées en zone mésophotique, en conformité avec les prescriptions du guide méthodologique (Simian et *al.*, 2009) et dans la continuité de la méthodologie mise en place lors des précédents inventaires (2014-2015).

Description de l'action

1. Bibliographie, plan d'échantillonnage, liste des espèces et habitats déterminants en zone mésophotique.
2. Cartographie des zones mésophotiques entre 30 et 100 m de profondeur autour de La Réunion à l'aide de caméras et de ROV à partir des données cartographiques existantes (Cartomar, cartes des habitats récifaux) – Description des habitats.
3. Identification des zones d'intérêt dans le cadre des ZNIEFF pour décrire les habitats et la biodiversité en plongée subaquatique.
4. Inventaire faunistique et floristique en plongée entre 30 et 50 m en zone mésophotique haute.
5. Inventaire faunistique et floristique entre 50 et 100 m en zone mésophotique moyenne.
6. Zones à inscrire en ZNIEFF.
7. Bancarisation des données dans Borbonica et le portail ZNIEFF.