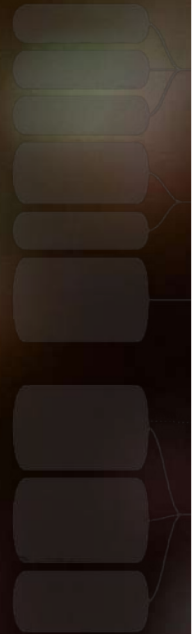


# Handbook

Pathologie des coraux :  
Coral Pathology:  
identification et gestion dans  
les Identification and  
aquarium Management in  
Aquarium





Dernière version : octobre 2025

Image en première page : *Acropora* sp. © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel

## Remerciements

La pathologie des coraux est un sujet extrêmement vaste. Même s'il existe de nombreuses publications et guides pratiques, il a été très difficile de produire une synthèse à l'intention des aquariophiles.

L'Institut océanographique tient à remercier **Sacha FALLA** pour l'énergie, la persévérance et le dévouement dont elle a fait preuve dans la réalisation de ce guide. Rassembler toutes les informations disponibles et les compiler dans ce guide synthétique était l'un des souhaits de l'Institut. Cela a été rendu possible grâce au travail acharné de Sacha.

La réalisation de ce guide n'aurait pas été possible sans les précieux conseils et avis des spécialistes, à qui nous tenons à exprimer nos remerciements particuliers.

Tout d'abord, nos remerciements vont au **Dr Greta AEBY**, de l'Institut de biologie marine d'Hawaï. Sa disponibilité, sa gentillesse et ses commentaires précis et pertinents nous ont permis de mener à bien ce guide de manière efficace.

**Le Dr Deborah GOCHFELD**, du Centre national de recherche sur les produits naturels et la toxicologie environnementale de l'université du Mississippi, nous a également beaucoup aidés par ses commentaires, en particulier sur les fiches descriptives des pathologies. Sa grande expérience dans ce domaine a été un véritable atout pour la pertinence de notre guide.

**Le Dr Andrew W. BRUCKNER**, coordinateur de recherche au sanctuaire marin national des Florida Keys, nous a aimablement fourni des conseils précieux sur ce guide, en particulier sur les bonnes pratiques en aquariophilie, les rendant plus précis et pertinents pour les aquariophiles. Bon nombre des photos utilisées dans notre guide proviennent des travaux du Dr BRUCKNER. C'est donc avec une grande gratitude et une grande reconnaissance pour son travail sur la pathologie des coraux que nous tenons à le remercier.

Nous avons eu le grand plaisir de nous entretenir avec **M. Charles DELBEEK**, conservateur des projets d'aquariums à l'aquarium Steinhart de la California Academy of Sciences. Ses ouvrages, considérés comme des références en aquariologie, nous ont été d'une aide précieuse au fil des ans, avant même la rédaction de ce guide pratique. Charles s'est rendu disponible pour analyser et compléter notre arbre diagnostique. Il nous a également permis d'utiliser des photos issues de ses observations personnelles, enrichissant ainsi les fiches descriptives des pathologies. Ce fut un honneur et un grand plaisir de discuter avec Charles de notre passion pour la culture et l'entretien des coraux en aquarium.

Enfin, nous tenons à remercier **tous les auteurs** qui nous ont autorisés à utiliser leurs photos pour illustrer ce guide.

La rédaction de ce guide a été financée par la **Fondation Veolia**. Nous tenons à remercier les équipes de la Fondation pour leur confiance et leur soutien à l'Institut océanographique.

Enfin, les aquariophiles de l'Institut océanographique ont accepté de partager leurs connaissances et leur expérience, conférant à ce guide son caractère hautement pratique et orienté vers le terrain. Nous tenons à leur exprimer nos plus vifs remerciements.

## *Sommaire*

Introduction .....	3
I. Rappel des bonnes pratiques.....	5
II. Terminologie des lésions .....	17
III. Arbres diagnostiques.....	19
IV. Fiches techniques .....	27
Bibliographie.....	110

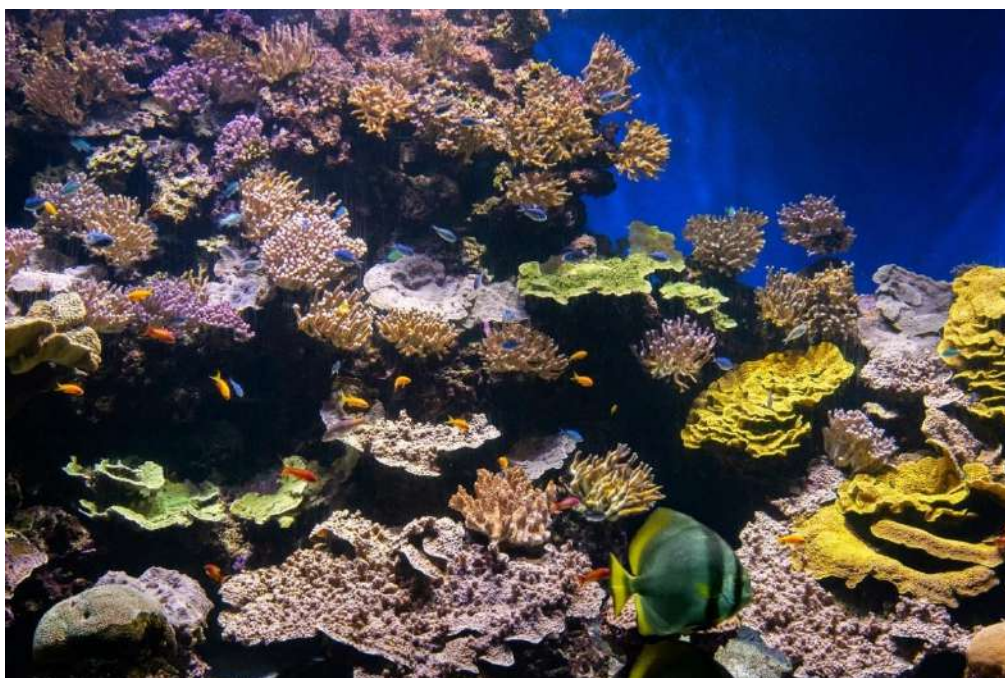


## Introduction

Les récifs coralliens sont des écosystèmes riches en biodiversité où les coraux entretiennent des relations complexes avec leur environnement, notamment avec les bactéries, les archées, les virus, les micro-organismes eucaryotes, les invertébrés et les poissons. En fin de compte, l'entretien des coraux en aquarium nécessite à la fois des connaissances scientifiques et une expérience pratique, reflétant la complexité de leur habitat naturel. En entretenant ces écosystèmes récifaux miniatures, les aquariophiles contribuent aux efforts de conservation des coraux tout en découvrant la beauté et la fragilité de la vie marine.

Pour maintenir les coraux en vie dans un aquarium, il faut des compétences et des connaissances spécifiques afin de relever les différents défis qui se présentent. Parmi ceux-ci, le contrôle des maladies ou des infestations par des parasites ou des agents pathogènes est l'une des clés principales d'un succès à long terme. Pourtant, les aquariophiles se trouvent souvent désemparés lorsqu'ils doivent faire face aux pathologies qu'ils peuvent rencontrer, en raison d'un manque d'expérience et d'un manque de guides pratiques.

Ce guide vise à résumer les connaissances actuelles sur les pathologies des coraux, en particulier dans les cultures *ex situ*, et à fournir des outils essentiels pour identifier, prévenir, gérer et atténuer la propagation des maladies des coraux.



Aquarium récifal à l'Institut océanographique de Monaco © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## I. Rappel des bonnes pratiques

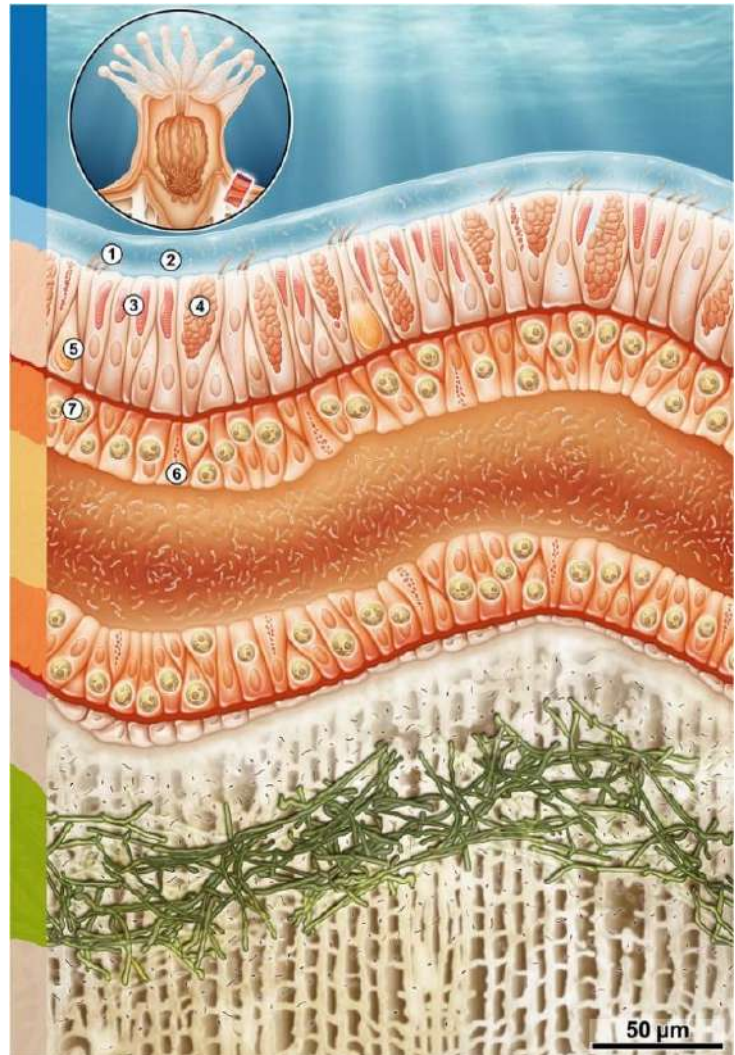
### Holobionte corallien

Les coraux sont les principaux contributeurs à la complexité structurelle des écosystèmes des récifs coralliens (Ferrari, 2017 ; Graham & Nash, 2013). Ils sont généralement classés en deux grands groupes : *les coraux durs* (ordre Scleractinia), également appelés coraux constructeurs de récifs en raison de la sécrétion d'un squelette de carbonate de calcium, et *les coraux mous* (sous-classe Octocorallia) qui ne développent généralement pas de structure squelettique en carbonate de calcium. Les deux groupes de coraux sont principalement coloniaux, composés de nombreux polypes interconnectés et engagés dans une multitude de symbioses avec des micro-organismes, formant collectivement un métaorganisme, appelé holobionte (Rosenberg et al., 2007).

La relation symbiotique la plus connue implique les Symbiodiniaceae, des dinoflagellés unicellulaires résidant à l'intérieur des tissus coralliens, qui produisent des photosynthétiques qui fournissent de l'énergie à l'hôte corallien (Burriesci et al., 2012). Ces micro-organismes symbiotiques contribuent à l'efficacité remarquable du cycle et du recyclage des nutriments de l'holobionte corallien (Rädecker et al., 2015), permettant aux coraux de prospérer dans des environnements pauvres en nutriments (Muscatine & Porter, 1977). Cependant, des facteurs de stress environnementaux tels que les températures extrêmes, l'hypoxie ou des niveaux élevés de nutriments peuvent perturber le microbiome, ce qui peut entraîner une augmentation des pathogènes opportunistes (McDevitt-Irwin et al., 2017). L'atténuation de ces facteurs de stress peut contribuer à préserver ou à restaurer l'équilibre des relations symbiotiques (Voolstra et al., 2024). Dans les aquariums, le maintien de la santé des coraux repose principalement sur la gestion de l'environnement, en particulier sur l'ajustement des conditions de culture abiotiques et biotiques. Des facteurs tels que la composition et la qualité de l'eau, l'apport en nutriments et les traumatismes physiques semblent être les principaux facteurs contribuant à la morbidité et à la mortalité de ces organismes (Stoskopf et al., 2022).

Les sections suivantes donnent un aperçu des connaissances fondamentales sur l'écologie et la physiologie des coraux, qui sont essentielles pour fournir les paramètres environnementaux indispensables au maintien des coraux dans

systèmes fermés. En outre, ce chapitre met en évidence les considérations clés pour optimiser l'environnement des aquariums récifaux et minimiser le risque d'apparition de pathologies coralliennes.



Symbiodiniaceae hébergées dans l'endoderme du corail. Échelle : 50 µm. © Philippe Plateaux, tiré de van Oppen et Raina, 2023.

## Lumière

La lumière est un paramètre essentiel pour les coraux, car elle favorise l'activité photosynthétique des dinoflagellés endosymbiontes qui colonisent les tissus coralliens et contribue ainsi à satisfaire les besoins nutritionnels de l'hôte. La lumière stimule donc la croissance et la calcification des coraux (Falkowski et al., 1984 ; Holcomb et al., 2014 ; Wijgerde et al., 2012), mais elle affecte également leur état physiologique, leur forme, leur couleur et leur teneur en métabolites (Khalesi et al., 2009 ; Titlyanov & Titlyanova, 2002 ; Todd, 2008). Il convient de prendre en considération à la fois les aspects qualitatifs (spectre lumineux) et quantitatifs (irradiance) pour obtenir un éclairage adéquat. Bien que l'optimum photosynthétique soit spécifique à chaque espèce, les coraux symbiotiques ont tendance à s'adapter à différents environnements lumineux (Titlyanov & Titlyanova, 2002).

Pour les coraux hébergeant des symbiotes dinoflagellés, un rayonnement photosynthétiquement actif (PAR) compris entre 400 et 700 nm est nécessaire, avec une préférence pour un rayonnement plus intense dans la gamme 400-500 nm et un rayonnement plus faible entre 650 et 700 nm (Stoskopf et al., 2022). Dans les aquariums, des niveaux d'irradiance compris entre 150 et 300  $\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  constituent un point de départ approprié, étant donné que des valeurs allant jusqu'à 2000  $\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1}$  sont généralement acceptables (Borneman, 2008 ; Riddle, 2007). Les valeurs d'irradiance doivent être ajustées en fonction des besoins spécifiques des espèces de coraux, ainsi que d'autres facteurs tels que l'alimentation hétérotrophe, le débit d'eau ou les systèmes de filtration.

## Température

Les récifs coralliens sont constitués d'environnements hétérogènes où les colonies sont exposées à des régimes de température variables. Cependant, chaque espèce de corail ne peut tolérer qu'une plage de température étroite. La température de l'eau influence de nombreux processus enzymatiques essentiels à la digestion, au maintien des tissus et aux voies de détoxification. Les températures élevées sont particulièrement nocives car elles augmentent le taux métabolique, ce qui entraîne une demande en oxygène plus importante tout en réduisant simultanément la saturation en oxygène de l'eau (Stoskopf et al., 2022). De plus, les températures élevées affaiblissent l'immunité des coraux, les rendant plus vulnérables aux maladies et favorisant la croissance d'agents pathogènes (Alker et al., 2001 ; Bruno et al., 2007 ; Gil-Agudelo et al., 2004).

Bien que les conditions de température soient très variées dans les environnements naturels et que les coraux puissent être exposés à des températures très différentes, la plupart des coraux tropicaux prospèrent dans les aquariums à une température optimale comprise entre 25 °C et 28 °C, mais peuvent tolérer des températures plus basses, jusqu'à 22 °C, pendant des périodes limitées. En revanche, les espèces de coraux tempérés peuvent généralement survivre dans une large gamme de températures, une moyenne de 20 °C constituant une bonne base pour leur croissance (Borneman, 2008 ; Sprung & Delbeek, 1997).

## Nutrition

Alors que les algues symbiotiques peuvent fournir jusqu'à 90 % des besoins nutritionnels d'un corail (Muscatine & Porter, 1977), les coraux sans algues symbiotiques dépendent entièrement de l'hétérotrophie, c'est-à-dire de sources de nourriture présentes dans la colonne d'eau telles que les sucres, les acides aminés, les matières organiques détritiques et les organismes planctoniques. Pour les coraux symbiotiques, les deux modes de nutrition sont importants pour la santé des coraux, car les photosynthétiques sont souvent déficients en certaines molécules élémentaires comme l'azote et le phosphore (Houlbrèque & Ferrier-Pagès, 2009). L'alimentation hétérotrophe augmente également la capacité photosynthétique et la croissance des coraux (Houlbrèque et al., 2004), maximise leur résilience au stress et leur potentiel de récupération (Grottoli et al., 2006). La disponibilité des micronutriments (c'est-à-dire l'iode, les oligo-éléments) est également essentielle à la photosynthèse et à la santé des coraux (Ferrier-Pagès et al., 2018). Il est également important de noter que les coraux à grands polypes peuvent facilement obtenir leur énergie directement du plancton, tandis que les espèces à petits polypes dépendent davantage des éléments nutritifs qu'elles capturent dans l'eau ou dans les sédiments qui se déposent sur elles. Cependant, une alimentation trop abondante peut détériorer la qualité de l'eau dans le bac et il est essentiel que le système soit capable d'éliminer efficacement la partie non consommée. À l'inverse, une filtration excessive à l'ozone ou au charbon actif peut éliminer rapidement les matières organiques présentes dans l'eau et entraîner une augmentation de l'exposition à la lumière, ce qui nécessite d'ajuster les réglages d'éclairage afin de maintenir une pénétration adéquate de la lumière dans l'eau (Sprung & Delbeek, 1997).

## Qualité de l'eau

Dans leur environnement naturel, les récifs coralliens prospèrent dans des eaux claires et pauvres en nutriments. Les coraux symbiotiques dépendent de leur association avec les Symbiodiniaceae pour absorber les nutriments inorganiques, tels que le nitrate et l'ammoniac, qui sont essentiels à la croissance des coraux mais naturellement rares (Atkinson et al., 1995).

L'azote inorganique peut être bénéfique pour les coraux en stimulant la prolifération des symbiotes et en maintenant leur capacité photosynthétique dans des conditions de stress telles que le stress thermique (Béraud et al., 2013 ; Houllbrèque & Ferrier-Pagès, 2009). Cependant, des concentrations excessives d'ammoniac et de nitrate sont également toxiques pour les coraux (Grover et al., 2003 ; Muller-Parker et al., 1994), peuvent bloquer la photosynthèse (Borneman, 2001) et doivent donc être évitées. Dans les systèmes de récifs artificiels, les niveaux de nitrate doivent être maintenus en dessous de 10 ppm et l'ammoniac doit rester indétectable avec les équipements de test courants (Stoskopf et al., 2022).

Les concentrations de phosphate sont généralement très faibles dans les récifs naturels, mais ont tendance à s'accumuler dans les aquariums en raison de l'ajout de nourriture. Des niveaux élevés de phosphate peuvent avoir des effets néfastes sur la croissance du squelette des coraux (Borneman, 2008) et doivent être contrôlés en dessous des limites de détection ou au moins en dessous de 0,3 ppm. Des concentrations élevées de matière organique dissoute peuvent également entraver la croissance des coraux, c'est pourquoi les niveaux doivent être maintenus dans une fourchette de 0,5 à 3 ppm (Stoskopf et al., 2022).

Le rapport azote/phosphore (N:P) est un facteur essentiel qui influence la physiologie des coraux et la stabilité des symbioses corail-Symbiodiniaceae. Des niveaux élevés d'azote, en particulier lorsqu'ils ne s'accompagnent pas d'une augmentation proportionnelle du phosphore, peuvent entraîner plusieurs problèmes physiologiques pour l'holobionte corallien, tels que la réduction de la croissance du squelette corallien (J. C. Delbeek, comm. pers.) ou la rupture de la symbiose (Morris et al., 2019). Le calcium est essentiel à la gestion des coraux durs, car il favorise la calcification. Les niveaux doivent être maintenus entre 400 et 450 ppm, 450 ppm étant préférable. Un manque de calcium biodisponible peut entraîner un syndrome de décalcification, dans lequel les squelettes coralliens deviennent fragiles et s'effondrent malgré la bonne santé des tissus et l'expansion des polypes. Dans la nature, ce syndrome est principalement dû à une baisse globale du pH liée à l'acidification des océans. Cette baisse du pH compromet les mécanismes de calcification nécessaires au développement du squelette. La décalcification serait également associée aux éponges forantes, aux vers et aux algues encroûtantes (Stoskopf et al., 2022).

Le magnésium est important pour maintenir un équilibre stable entre les niveaux de calcium et l'alcalinité. La concentration optimale de magnésium pour la biominéralisation de l'aragonite dans l'eau de mer se situe entre 1200 et 1350 ppm, avec un rapport molaire Mg:Ca maintenu autour de 5, similaire aux conditions naturelles de l'eau de mer (Laipnik et al., 2020). Cet équilibre est essentiel pour les coraux. Processus de calcification et de stabilisation du squelette.

De petites fluctuations diurnes du pH pouvant atteindre 0,2 point ne sont pas rares, le pH étant légèrement plus bas la nuit. Pour l'élevage des coraux, la plage de pH idéale est comprise entre 8,2 et 8,6, bien que des valeurs comprises entre 7,8 et 8,8 soient acceptables (Borneman, 2008). L'alcalinité est un autre paramètre important à prendre en compte. Elle est généralement maintenue à un niveau plus élevé dans les aquariums que dans les récifs, entre 3,5 et 4,0 mEq L<sup>-1</sup>, afin d'améliorer la capacité tampon et de stabiliser les valeurs de pH. La salinité, qui peut varier considérablement dans les environnements récifaux naturels, doit être contrôlée entre 33 et 38 ppt dans les systèmes artificiels, la plage idéale étant comprise entre 34 et 36 ppt (Borneman, 2008).

Paramètre	Plage acceptable	Plage optimale
PAR (μmol photons m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> )	0-2000	250-1000
Température (°C)	24-28	26-28
NH <sup>4+</sup> NH <sup>3+</sup> NO <sub>2</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	Indétectable	Indétectable
NO <sub>3</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	0-10	0-1,0
s de PO <sub>4</sub> (mg L <sup>-1</sup> )	0-1,0	0-0,03
Calcium (mg L <sup>-1</sup> )	350-500	425-450
Magnésium (mg L <sup>-1</sup> )	1200-1350	1200-1350

pH	7,8-8,8	8,2-8,6
Alcalinité (mEq L <sup>-1</sup> )	2,5-4,5	3,5-4,4
Salinité (ppt)	33-38	34-36

Modifié d'après Borneman, 2008

## Mouvement de l'eau

Le mouvement de l'eau dans les environnements récifaux est créé par les marées, les courants, les remontées d'eau, les vagues internes et les vagues poussées par le vent, créant ainsi des conditions différentes entre les zones récifales. Les espèces de coraux sont adaptées à leur environnement et présentent donc des préférences variables en matière de circulation de l'eau. La morphologie des coraux est influencée par l'intensité lumineuse et les courants marins. Compte tenu des courants, les zones à faible débit abritent généralement des coraux à petits et grands polypes avec des structures encroûtantes, en forme de plaques, phacéloïdes, y compris des espèces ramifiées avec des branches fines et espacées. En revanche, les environnements à fort débit favorisent les coraux avec des branches verticales, des plaques et des crêtes, ainsi que des espèces ramifiées plus robustes (Borneman, 2008). Un débit d'eau adéquat dans l'aquarium est essentiel à la croissance des coraux, à l'oxygénation des tissus et à l'élimination des débris. Les coraux ont un débit optimal pour maximiser leurs proies dans une plage de 5 à 15 cm s<sup>-1</sup> (Wijgerde et al., 2012). Une circulation de l'eau améliorée stimule la photosynthèse, la respiration, l'absorption des nutriments et le processus de calcification (Mass et al., 2010 ; Sebens et al., 2003 ; Sebens et al., 1997). De plus, des débits plus élevés peuvent contribuer à réduire le stress des coraux et à diminuer leur sensibilité aux facteurs de stress environnementaux, tels que la lumière intense ou les températures élevées, en améliorant les échanges de gaz et de nutriments et en dissipant la chaleur. L'augmentation du mouvement de l'eau peut également éliminer l'excès de mucus produit sous l'effet du stress, qui pourrait autrement nuire à l'oxygénation des tissus, piéger les débris et potentiellement causer des dommages tissulaires localisés (Stoskopf et al., 2022). Ces conditions contribuent également à prévenir la prolifération des colonies par des espèces concurrentes et la propagation d'organismes pathogènes.

## Communautés des aquariums récifaux

Le maintien de l'équilibre communautaire dans un aquarium récifal est essentiel pour créer un écosystème stable et prospère. Un aquarium bien équilibré garantit des interactions harmonieuses entre les coraux, les poissons et les autres organismes marins, minimisant la concurrence pour les ressources et l'espace et empêchant la domination des espèces agressives. Cet équilibre influence directement la santé des coraux en réduisant le stress, en améliorant la disponibilité des nutriments et en maintenant la qualité de l'eau. À l'inverse, des changements dans l'équilibre de la communauté peuvent se produire et entraîner une prolifération des espèces encroûtantes, une augmentation de la prédation des coraux et une concurrence pour la lumière et l'espace, ce qui peut compromettre la santé des coraux.

## Compétition intra- et interspécifique entre les coraux

La concurrence entre les coraux est courante dans les aquariums récifaux. La forme de concurrence la plus évidente et la moins agressive entre les coraux est celle pour l'espace. Les espèces de coraux à croissance rapide peuvent faire de l'ombre aux autres, ce qui peut affaiblir la colonie sous-jacente en raison de la réduction de la disponibilité de la lumière. De plus, la croissance des colonies de coraux peut entraîner des brûlures par contact, soit entre différentes espèces, soit entre des colonies de la même espèce, provoquant une nécrose tissulaire localisée. Pour éviter ces problèmes, les coraux à croissance rapide doivent être placés de manière réfléchie dans l'aquarium et, si nécessaire, déplacés ou fragmentés.

Une forme plus subtile de concurrence territoriale consiste à utiliser des tentacules spécialisés pour attaquer les coraux voisins. De nombreux coraux scléactiniaires, comme *Favia*, *Euphyllia*, *Galaxea* ou *Pavona*, possèdent des tentacules allongés à l'extrémité des colonies, appelés tentacules balayeurs, qui sont spécialisés dans l'agression territoriale. Plusieurs espèces de coraux sont également capables d'étendre des filaments mésentériques à partir de leurs cavités gastrovasculaires pour attaquer et digérer les tissus d'autres espèces de coraux. Certains coraux mous ont également des structures similaires pour rivaliser avec

espace (Sebens & Miles, 1988). Ces tentacules, qui peuvent être jusqu'à 30 fois plus longs que les tentacules nourriciers, contiennent généralement une plus grande densité de cellules urticantes et de toxines (Yosef et al., 2020). De multiples piqûres sur un corail adjacent peuvent causer des dommages importants, voire la mort des tissus. Ces tentacules apparaissent souvent la nuit et peuvent être coupés à l'aide de ciseaux tranchants, mais ils ont tendance à repousser rapidement. Il peut être nécessaire de déplacer le corail menaçant pour éviter que cela ne se reproduise. Notez que certains coraux (comme *Euphyllia*, *Fungia* ou *Catalaphyllia*) font preuve d'une agressivité accrue lorsqu'ils ont faim, donc la mise en place d'un plan nutritionnel approprié peut aider à atténuer le problème (Stoskopf et al., 2022).



Tentacules balayeuses de *Platygyra* sp. © Oceanographic

Les coraux mous rivalisent avec les organismes environnants pour l'espace en libérant des composés toxiques dans l'eau. Ces toxines sont également émises comme mécanisme de défense contre les prédateurs ou en réponse à des conditions de stress. Dans les aquariums, ces interactions chimiques nécessitent une gestion active, car les composés libérés peuvent nuire, voire tuer d'autres espèces. Un renouvellement régulier de l'eau et une filtration efficace du carbone sont généralement efficaces pour contrer ces effets indésirables.

Le tableau suivant répertorie les espèces de coraux couramment rencontrées dans les aquariums en fonction de leur niveau d'agressivité :

Espèces de coraux	Nous a p o n s
<i>Euphyllia</i> spp. (par exemple <i>E. ancora</i> , <i>E. fimbriata</i> , <i>E. glabrescens</i> , <i>E. cristata</i> )	Longues tentacules balayeuses pouvant causer des dommages importants aux coraux adjacents. Les espèces <i>Euphyllia</i> se tolèrent généralement entre elles, à l'exception de <i>E. glabrescens</i> .
<i>Galaxea</i> spp. (par exemple <i>Galaxea fascicularis</i> ), <i>Catalaphyllia</i> spp.	Longues tentacules balayeuses pouvant piquer les coraux voisins.
<i>Hydnophora</i> spp.	Capacité de piqûre puissante et extension des filaments mésentériques.
<i>Plerogyra sinuosa</i> , <i>Pectinia</i> spp.	Peuvent étendre leurs tentacules balayeuses.
Coraux cerveaux (par exemple <i>Trachyphyllia</i> spp., <i>Platygyra</i> spp., <i>Lobophyllia</i> spp., <i>Symphyllia</i> spp., <i>Cynarina</i> spp., <i>Favia</i> spp., <i>Favites</i> spp.)	Longues tentacules balayeuses pouvant piquer les coraux voisins, extension des filaments mésentériques
Coraux caliciformes (par exemple <i>Echinopora lamellosa</i> , <i>Echinophyllia</i> spp., <i>Oxypora</i> spp., <i>Mycedium</i> spp.)	Certaines espèces peuvent étendre de longs tentacules balayeurs et/ou des filaments mésentériques
Zoanthides (par exemple <i>Zoanthus</i> spp., <i>Palythoa</i> spp.)	
Coraux cuir (par exemple <i>Sarcophyton</i> spp., <i>Lobophyton</i> spp., <i>Simularia</i> spp.)	Peuvent contenir des composés hautement toxiques dans leurs tissus
Coraux champignons (par exemple <i>Discosoma</i> spp., <i>Rhodactis</i> spp.)	Libération de composés toxiques pouvant affecter les organismes environnants
Modifié d'après Stoskopf et al., 2022	Non agressifs, mais certains peuvent émettre des toxines affectant d'autres coraux. Les <i>Rhodactis</i> peuvent étendre fortement leurs tentacules la nuit



Au sein du phylum des Cnidaires, le genre *Exaiptasia*, communément appelé *Aiptasia* ou anémone de verre, est particulièrement envahissant dans les aquariums récifaux. Il se multiplie rapidement, concurrence les colonies de coraux pour l'espace et possède un puissant dard qui peut endommager les tissus coralliens voisins. Il existe différentes méthodes pour contrôler et éliminer ces anémones, chacune avec plus ou moins de succès. L'élimination physique peut être efficace si le rocher affecté peut être isolé de l'aquarium. À l'aide d'un couteau ou d'un autre outil tranchant, l'anémone peut être grattée, y compris quelques millimètres du substrat auquel elle est fixée (Carl, 2008). Cependant, cette méthode a souvent une efficacité limitée, car les petits fragments laissés sur place peuvent se régénérer en nouvelles anémones, ce qui risque d'aggraver le problème. Pour résoudre ce problème, des billes de résine époxy peuvent être appliquées sur les zones où les anémones ont été retirées. D'autres approches, telles que les traitements commerciaux ou les injections d'eau bouillante, de peroxyde d'hydrogène ou de vinaigre, ont montré des taux de réussite modérés (Bartlett, 2013). Les contrôles biologiques et les mesures préventives donnent généralement les meilleurs résultats. Les prédateurs naturels tels que le poisson-papillon à bande cuivrée (*Chelmon rostratus*), le poisson-papillon à lunule (*Chaetodon lunula*) et la crevette poivre (*Lysmata wurdemanni*) dans

En nombre important, le nudibranche *Berghia verrucornis* peut contribuer à réduire les populations d'*Aiptasia*. Cependant, certains prédateurs ne ciblent pas exclusivement les anémones indésirables et peuvent également se nourrir de coraux ou d'autres invertébrés. Parmi ceux-ci, *Chelmon rostratus* est relativement sans danger pour les récifs et efficace pour contrôler la population d'anémones de verre. Les systèmes riches en nutriments sont particulièrement favorables à leur reproduction. Par conséquent, le maintien d'une bonne qualité de l'eau grâce à un écumage efficace et à une alimentation réduite peut contribuer à limiter leur prolifération.

Une autre anémone envahissante dans les aquariums est *Anemonia majano*. Son élimination manuelle est généralement plus facile que celle d'*Exaiptasia*, car ces anémones ont tendance à se détacher entièrement du substrat et réagissent mieux aux traitements chimiques (Carl, 2008). Certains prédateurs, comme certaines espèces de *Centropyge*, *Pomacanthus* ou crevettes poivre et menthe, peuvent se nourrir d'*Anemonia majano*, mais leur efficacité est souvent limitée.



*Chelmon rostratus* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



*Exaiptasia pallida* © A. Perrone

### Concurrence spatiale avec les algues

La concurrence algale est un défi majeur dans les aquariums récifaux, car les algues peuvent supplanter les coraux en termes de lumière, d'espace et de nutriments, perturbant ainsi le fragile équilibre de l'écosystème. Bien que certaines espèces puissent être bénéfiques pour les coraux si elles sont maintenues en quantité raisonnable (par exemple, les algues coralliennes crustacées (CCA) favorisent le recrutement des coraux et stabilisent le récif), il faut éviter tout développement excessif d'algues dans l'aquarium. Elle est souvent déclenchée par des concentrations élevées de nutriments dans l'eau, tels que les nitrates, les phosphates ou l'acide silicique (Stoskopf et al., 2022). Les algues peuvent envahir la surface des coraux, provoquant une irritation des tissus, bloquant la lumière et perturbant la photosynthèse chez les Symbiodiniaceae, ce qui peut finalement affaiblir ou tuer la colonie de coraux. Les algues nuisibles courantes dans les aquariums tropicaux comprennent les *Bryopsis* spp. (algues filamenteuses), les *Derbesia* spp. (algues chevelues), les *Valonia* spp. (algues bulleuses), les diatomées et les cyanobactéries (souvent appelées « algues rouges visqueuses »). Souvent confondus avec les cyanobactéries, les dinoflagellés font partie du phytoplancton mais ne sont pas de véritables algues. Ils peuvent causer des problèmes en se propageant massivement en raison d'un déséquilibre biologique dans l'aquarium. Ces espèces peuvent former des tapis denses, étouffant les colonies de coraux et réduisant la biodiversité. Pour gérer la concurrence des algues, il est essentiel de maintenir une qualité d'eau optimale grâce à une filtration adéquate, des changements d'eau réguliers et une alimentation contrôlée. L'ajout de poissons herbivores et d'invertébrés peut également aider à contrôler la croissance des algues. De plus, il est important d'assurer un débit adéquat et de réduire la lumière.

Une intensité élevée peut empêcher la prolifération des algues tout en favorisant la santé des coraux. Une approche proactive combinant des contrôles biologiques, chimiques et mécaniques est essentielle pour empêcher la domination des algues et favoriser un environnement récifal florissant. La mise en quarantaine des organismes à leur arrivée est également cruciale pour éviter l'introduction d'algues (et d'autres organismes).

Les principaux groupes d'algues qui posent généralement des problèmes dans les aquariums récifaux sont présentés dans le tableau ci-dessous. Des solutions sont proposées, principalement tirées de Knop (2020), mais il existe également plusieurs produits commerciaux permettant d'éradiquer ces espèces envahissantes.



Algues bulleuses



Algues rouges visqueuses



Dinoflagellés

Organismes	Causes possibles	Solutions
<p><i>Bryopsis</i> spp. : algues filamenteuses à structure plumeuse qui peuvent pénétrer dans le squelette des coraux et d'autres substrats à l'aide de leurs rhizoïdes. On les trouve plus fréquemment dans les aquariums nouvellement installés.</p>	<p>Niveaux élevés de lumière et de nutriments (nitrates et phosphates)</p>	<p>Créer une carence en éléments essentiels à la croissance des algues, tels que les nitrates et les phosphates, tout en maintenant des niveaux d'alcalinité supérieurs à 7 dKH. Parallèlement, un enlèvement manuel régulier à l'aide d'une brosse vigoureuse limite la prolifération excessive des algues et une filtration puissante aide à éliminer les fragments résiduels.</p>
<p><i>Derbesia</i> spp. : algues filamenteuses longues et fines qui peuvent se fixer solidement à de multiples surfaces dans les aquariums récifaux. Plus susceptibles d'apparaître dans les aquariums récifaux bien matures, croissance rapide.</p>		
<p><i>Valonia</i> spp. : structures en forme de bulles solidement fixées à plusieurs surfaces dans l'aquarium récifal. Se multiplient rapidement par propagation végétative.</p>	<p>Faible débit d'eau et niveaux élevés de nutriments (nitrates et phosphates)</p>	<p>Un entretien régulier et un contrôle des nutriments sont essentiels pour maîtriser ces algues. Grattez soigneusement les bulles sans les faire éclater afin d'éviter la propagation des cellules filles dans l'aquarium, et combinez cette opération avec une filtration puissante. L'introduction d'herbivores tels que les poissons-lapins (<i>Siganus</i> spp.) ou les crabes émeraude (<i>Mithrax sculptus</i>) peut aider à limiter la colonisation de <i>Valonia</i> sur diverses surfaces dans l'aquarium.</p>
<p><i>Cladophoropsis</i> spp. : Filaments épais ressemblant à des cheveux qui forment un tapis vert solidement fixé aux surfaces. Ils peuvent supplanter et nuire à d'autres invertébrés en raison de leur taux de multiplication rapide.</p>	<p>Teneurs élevées en nutriments</p>	<p>Pour éliminer ces algues, il faudra agir dès les premiers signes de développement à l'aide d'une pince à épiler pointue et creuser dans le substrat pour extraire autant de fragments que possible, car elles peuvent repousser rapidement. Certains brouteurs, en particulier l'oursin <i>Tripneustes gratilla</i>, peuvent se nourrir de <i>Cladophoropsis</i>. Plusieurs espèces d'escargots telles que <i>Strombus</i> spp. et <i>Turbo</i> spp. peuvent également être d'une grande aide.</p>
<p>Diatomées : algues siliceuses formant de fins dépôts brunâtres sur divers substrats de l'aquarium. Courantes dans les aquariums récents, elles peuvent réapparaître dans les systèmes matures sous certaines conditions. Des observations microscopiques peuvent être nécessaires pour les différencier des dinoflagellés.</p>	<p>Concentration élevée en silicate et niveaux élevés de nutriments</p>	<p>Ces algues cessent de proliférer dès qu'il n'y a plus de silicate disponible. Les sources courantes de silice comprennent l'eau du robinet et l'installation de nouveaux substrats. Si les diatomées deviennent un problème persistant, des mesures telles que l'utilisation d'eau osmosée ou la réduction de l'évaporation peuvent être nécessaires. Siphonnez régulièrement les dépôts de diatomées pour limiter leur croissance.</p>
<p>Cyanobactéries : couches rouges, noires à bleu-vert sur toutes les surfaces éclairées de l'aquarium. Également connues sous le nom d'« algues rouges visqueuses ».</p>	<p>Teneur élevée en nutriments organiques, déséquilibre du rapport N/P, concentration élevée en Fe ou spectre lumineux jaune et rouge excessif.</p>	<p>Pour prévenir le développement des cyanobactéries, évitez la contamination par les métaux lourds en limitant le contact de l'eau avec des objets métalliques et en utilisant un système de filtration adéquat (par exemple, du charbon actif). Veillez à réduire les nitrates et les phosphates, ajustez le spectre lumineux pour diminuer les composants jaunes et rouges. Retirez régulièrement les tapis de cyanobactéries à l'aide d'un siphon afin de limiter leur croissance.</p>
<p>Dinoflagellés : organismes unicellulaires qui forment un tapis visqueux brun doré sur diverses surfaces et peuvent générer des bulles d'air. Ils sont toxiques pour les autres invertébrés du bac. Des observations microscopiques peuvent être nécessaires pour les différencier les distinguer des diatomées.</p>	<p>Mal compris. Concentrations élevées en Fe, CO<sub>2</sub> ou silicate, déséquilibre du rapport N/P ou niveaux de nutriments trop faibles</p>	<p>Un retrait manuel quotidien par brossage et siphonnage des substrats peut ralentir la colonisation. Une augmentation prudente du pH à l'aide d'hydroxyde de calcium semble être une option appropriée dans la plupart des cas. La réduction de l'éclairage peut contribuer à limiter la croissance des dinoflagellés.</p>

### Concurrence spatiale avec d'autres invertébrés benthiques

Dans les aquariums récifaux, la concurrence spatiale entre les coraux et les autres invertébrés benthiques est un défi courant qui a un impact sur la santé et l'équilibre de l'écosystème du bac. Les coraux peuvent entrer en concurrence avec de nombreux organismes tels que les éponges (Porifera), les hydroïdes (Hydrozoa), d'autres espèces de coraux (Octocorallia) et même des invertébrés mobiles tels que les ophiures (Ophiuridae).

Les éponges telles que celles du genre *Collospongia* en sont un exemple. envahissants potentiel de croissance potentiel formant des tapis incrustants qui étouffent les coraux et libèrent des composés allélopathiques. Des niveaux élevés de phosphate favorisent souvent leur prolifération. Une gestion durable se concentre sur la réduction des concentrations de phosphate, bien que l'on ait également recours à l'élimination manuelle ou à des traitements chimiques. Il convient de noter qu'ils peuvent libérer des métabolites secondaires toxiques lorsque l'intégrité des tissus est compromise. Les hydroïdes coloniaux peuvent également constituer une menace, car ils sont très prolifères et peuvent irriter les coraux voisins, provoquant une récession des tissus s'ils ne sont pas contrôlés. L'application localisée de peroxyde d'hydrogène peut les tuer, mais ils peuvent également être physiquement éliminés par frotter et brosser les surfaces du substrat.

Parmi les coraux mous, certains comme les espèces *Xenia* (et d'autres membres de la famille des Xeniidae) sont particulièrement connus dans les aquariums pour leur croissance rapide et leur comportement envahissant. Bien que leurs mouvements pulsatoires en fassent les favoris des aquariophiles, les *Xenia* peuvent rapidement envahir les coraux durs voisins, les ombrageant et monopolisant l'espace. Les colonies doivent être régulièrement contrôlées et taillées afin de maintenir un équilibre avec le reste des organismes benthiques.

Les ophiures, ou Ophiuridae, sont des concurrents moins directs, mais peuvent influencer la dynamique des coraux. Ces invertébrés mobiles, généralement symbiotiques, s'installent souvent dans des colonies ramifiées et peuvent parfois perturber les coraux en déplaçant les polypes et en endommageant potentiellement les tissus. L'élimination manuelle reste la meilleure option pour limiter leur population dans l'aquarium.

Ces exemples mettent en évidence les diverses formes de concurrence spatiale dans les aquariums, bien que de nombreuses autres interactions se produisent également. De petites variations dans des paramètres tels que les niveaux de nutriments, l'éclairage ou le débit d'eau peuvent avoir des effets significatifs, pouvant entraîner des changements dans la dominance des espèces ou des proliférations d'organismes envahissants. De telles perturbations peuvent perturber l'équilibre du bac, intensifiant la concurrence pour l'espace et les ressources et compromettant la santé des coraux. La prédation des coraux par les poissons ou les invertébrés peut également augmenter si



Hydroïdes coloniaux colonisant un axe de gorgone © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



*Xenia* sp. © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



Ophiures enroulées autour des branches d'une *Simularia* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel

leurs besoins alimentaires ne sont pas suffisamment satisfaits, ce qui cause un stress supplémentaire aux systèmes de récifs artificiels. Une alimentation appropriée, une qualité de l'eau constante et une surveillance régulière contribuent à atténuer ces risques, favorisant ainsi un environnement stable et prospère dans le bassin.

## Conditions des coraux

Les coraux sont des organismes sensibles qui réagissent de manière dynamique aux facteurs de stress environnementaux tels que les fluctuations de température, la mauvaise qualité de l'eau, les variations de lumière ou les déséquilibres nutritionnels. Ces facteurs de stress peuvent perturber leur délicate symbiose avec les Symbiodiniaceae, les algues photosynthétiques qui vivent dans leurs tissus. Lorsqu'ils sont stressés, les coraux peuvent expulser ces algues, ce qui entraîne **un blanchiment** - un état qui rend le corail pâle ou blanc, privé de nutriments et plus vulnérable aux maladies. La production excessive de mucus est une autre réponse au stress, les coraux sécrétant du mucus pour se protéger contre la sédimentation, les agents pathogènes ou les changements environnementaux. Les signes cliniques de stress peuvent également inclure une récession tissulaire, une rétraction des polypes ou une décoloration, telle qu'une pigmentation inégale ou irrégulière. Ces signes indiquent souvent que le corail subit un stress physiologique et présente un risque plus élevé de maladie ou de mortalité.



Le comport é. Par exemple, les coraux cuir perdent souvent une couche cireuse dans le cadre de leur entretien courant ou en réponse à un stress léger, ce qui n'est généralement pas nocif. De même, certains coraux à gros polypes et certaines anémones peuvent expulser les restes de nourriture digérée, visibles sous forme de petites boules expulsées par leur bouche. Dans certains cas, les coraux expulsent les symbiotes en excès ou dégradés, ce qui se traduit par des fils brunâtres autour de leur cavité buccale. Si ces signes peuvent être normaux dans des conditions stables, leur apparition excessive ou prolongée peut indiquer un stress environnemental ou un déséquilibre nutritionnel.

Les lésions causées par la prédation ou les maladies posent des défis supplémentaires. Les prédateurs tels que les poissons-papillons, les vers de feu ou les escargots mangeurs de corail peuvent laisser des dommages visibles, notamment des marques de morsures ou des squelettes exposés. Ces blessures affaiblissent non seulement directement le corail, mais peuvent également servir de points d'entrée pour les agents pathogènes. De plus, ces prédateurs peuvent agir comme vecteurs de certaines maladies (Nicolet et al., 2018). D'autres signes cliniques de maladie comprennent une perte rapide de tissus, des taches nécrotiques ou la présence de croissances anormales. Il est essentiel pour la santé des coraux de minimiser les facteurs de stress environnementaux et de traiter rapidement les signes de prédation ou de maladie. Une surveillance régulière des signes cliniques et une intervention rapide peuvent atténuer les dommages, favoriser la guérison et soutenir le rétablissement tant dans les récifs naturels que dans les aquariums.

Les parties suivantes de ce document ont pour objectif de guider les aquariophiles dans le diagnostic et le traitement de ces problèmes afin de maintenir des systèmes coralliens sains et florissants.

## Références

- Alker, A. P., Smith, G. W., & Kim, K. (2001). Caractérisation d'*Aspergillus sydowii* (Thom et Church), un champignon pathogène des coraux éventails des Caraïbes. *Hydrobiologia*, 460(1), 105-111. <https://doi.org/10.1023/A:1013145524136>
- Atkinson, M., Carlson, B., & Crow, G. (1995). Croissance des coraux dans une eau de mer riche en nutriments et à faible pH : étude de cas sur des coraux élevés à l'aquarium de Waikiki, à Honolulu, Hawaï. *Coral Reefs*, 14, 215-223. <https://doi.org/10.1007/BF00334344>
- Bartlett, T. C. (2013). Systèmes expérimentaux à petite échelle pour la recherche sur les coraux : considérations, planification et recommandations. <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:133498040>
- Béraud, E., Gevaert, F., Rottier, C., & Ferrier-Pagès, C. (2013). La réponse du corail scléactiniaire *Turbinaria reniformis* au stress thermique dépend du statut azoté de l'holobionte corallien. *The Journal of Experimental Biology*, 216(Pt 14), 2665-2674. <https://doi.org/10.1242/jeb.085183>
- Borneman, E. (2008). Introduction à l'élevage des coraux dans les aquariums : une revue des aquariums publics. Dans *Advances in Coral Husbandry in Public Aquariums* (R. Leewis & M. Janse, p. 3-14). Burgers' Zoo.
- Borneman, E. H. (2001). Coraux d'aquarium : sélection, élevage et histoire naturelle. TFH Publications.
- Bruno, J. F., Selig, E. R., Casey, K. S., Page, C. A., Willis, B. L., Harvell, C. D., Sweatman, H., & Melendy, A. M. (2007). Le stress thermique et la couverture corallienne comme facteurs déclencheurs des épidémies de maladies coralliennes. *PLOS Biology*, 5(6), e124. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.0050124>
- Burriesci, M. S., Raab, T. K., & Pringle, J. R. (2012). Preuve que le glucose est le principal métabolite transféré dans la symbiose entre les dinoflagellés et les cnidaires. *The Journal of Experimental Biology*, 215(Pt 19), 3467-3477. <https://doi.org/10.1242/jeb.070946>
- Carl, M. (2008). Prédateurs et parasites des coraux en captivité. Dans *Advances In Coral Husbandry In Public Aquariums* (Vol. 2, p. 31-36).
- Falkowski, P. G., Dubinsky, Z., Muscatine, L., & Porter, J. W. (1984). La lumière et la bioénergétique d'un corail symbiotique. *BioScience*, 34(11), 705-709. <https://doi.org/10.2307/1309663>
- Ferrari, R. (2017). La structure cachée des récifs coralliens. *Coral Reefs*, 36(2), 445-445. <https://doi.org/10.1007/s00338-017-1540-6>
- Ferrier-Pagès, C., Sauzéat, L., & Balter, V. (2018). Le blanchiment des coraux est lié à la capacité de l'animal hôte à fournir des métaux essentiels aux symbiotes. *Global Change Biology*, 24(7), 3145-3157. <https://doi.org/10.1111/gcb.14141>
- Gil-Agudelo, D., Smith, G., Garzón-Ferreira, J., Weil, E., & Petersen, D. (2004). La maladie des taches sombres et la maladie des bandes jaunes, deux maladies coralliennes peu connues mais très répandues dans les récifs des Caraïbes (p. 337-349). [https://doi.org/10.1007/978-3-662-06414-6\\_19](https://doi.org/10.1007/978-3-662-06414-6_19)
- Graham, N. A. J., & Nash, K. L. (2013). L'importance de la complexité structurelle dans les écosystèmes des récifs coralliens. *Coral Reefs*, 32(2), 315-326. <https://doi.org/10.1007/s00338-012-0984-y>
- Grottoli, A. G., Rodrigues, L. J., & Palardy, J. E. (2006). Plasticité hétérotrophique et résilience chez les coraux blanchis. *Nature*, 440(7088), 1186-1189. <https://doi.org/10.1038/nature04565>
- Grover, R., Maguer, J.-F., Allemand, D., & Ferrier-Pagès, C. (2003). Absorption de nitrate chez le corail scléactiniaire *Stylophora pistillata*. *Limnology and Oceanography*, 48(6), 2266-2274. <https://doi.org/10.4319/lo.2003.48.6.2266>
- Holcomb, M., Tambutté, E., Allemand, D., & Tambutté, S. (2014). Calcification améliorée par la lumière chez *Stylophora pistillata* : effets du glucose, du glycérol et de l'oxygène. *PeerJ*, 2, e375. <https://doi.org/10.7717/peerj.375>
- Houlbrèque, F., & Ferrier-Pagès, C. (2009). Hétérotrophie chez les coraux scléactiniaux tropicaux. *Biological Reviews*, 84(1), 1-17. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.2008.00058.x>
- Houlbrèque, F., Tambutté, E., Allemand, D., & Ferrier-Pagès, C. (2004). Interactions entre l'alimentation du zooplancton, la photosynthèse et la croissance squelettique chez le corail scléactiniaire *Stylophora pistillata*. *The Journal of Experimental Biology*, 207(Pt 9), 1461-1469. <https://doi.org/10.1242/jeb.00911>
- Khalesi, M. K., Beeftink, H. H., & Wijffels, R. H. (2009). Dépendance à la lumière de la croissance et de la production de métabolites secondaires chez le corail mou zooxanthellé *Sinularia flexibilis* en captivité. *Marine Biotechnology* (New York, N.Y.), 11(4), 488-494. <https://doi.org/10.1007/s10126-008-9164-z>
- Knop, D. (2020). *Trojaner im Meerwasseraquarium : Unerwünschte Aquariengäste erkennen und bekämpfen* (3e édition). Natur and Tier.
- Laipek, R., Bissi, V., Sun, C.-Y., Falini, G., Gilbert, P. U. P. A., & Mass, T. (2020). Coral acid rich protein selects vaterite polymorph in vitro. *Journal of Structural Biology*, 209(2), 107431. <https://doi.org/10.1016/j.jsb.2019.107431>
- Mass, T., Genin, A., Shavit, U., Grinstein, M., & Tchernov, D. (2010). Le flux améliore la photosynthèse chez les autotrophes benthiques marins en augmentant l'efflux d'oxygène de l'organisme vers l'eau. *Actes de l'Académie nationale des sciences des États-Unis États-Unis d'Amérique*, 107(6), 2527-2531. <https://doi.org/10.1073/pnas.0912348107>

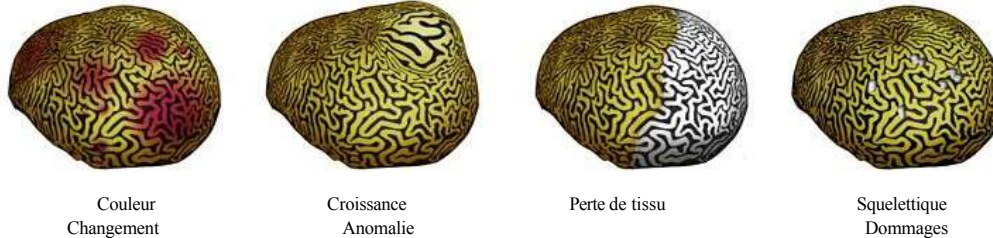
- McDevitt-Irwin, J. M., Baum, J. K., Garren, M., & Vega Thurber, R. L. (2017). Réponses des communautés bactériennes associées aux coraux aux facteurs de stress locaux et mondiaux. *Frontiers in Marine Science*, 4. <https://www.frontiersin.org/journals/marine-science/articles/10.3389/fmars.2017.00262>
- Morris, L., Voolstra, C., Quigley, K., Bourne, D., & Bay, L. (2019). La disponibilité des nutriments et le métabolisme affectent la stabilité des symbioses corail-Symbiodiniaceae. *Trends in Microbiology*, 27, 678-689. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2019.03.004>
- Muller-Parker, G., McCloskey, L., Hoegh-Guldberg, O., & McAuley, P. (1994). Effet de l'enrichissement en ammonium sur la biomasse animale et algale du corail *Pocillopora damicornis*. *Pac. Sci.*, 48.
- Muscatine, L., & Porter, J. W. (1977). Coraux récifaux : symbioses mutualistes adaptées aux environnements pauvres en nutriments. *BioScience*, 27(7), 454-460. <https://doi.org/10.2307/1297526>
- Nicolet, K. J., Chong-Seng, K. M., Pratchett, M. S., Willis, B. L., & Hoogenboom, M. O. (2018). Les cicatrices de prédation peuvent influencer la sensibilité de l'hôte aux agents pathogènes : évaluation du rôle des corallivores en tant que vecteurs de maladies coralliennes. *Scientific Reports*, 8(1), 5258. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-23361-y>
- Rädecker, N., Pogoreutz, C., Voolstra, C. R., Wiedenmann, J., & Wild, C. (2015). Le cycle de l'azote dans les coraux : la clé pour comprendre le fonctionnement des holobiontes ? *Trends in Microbiology*, 23(8), 490-497. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2015.03.008>
- Riddle, D. (15 mars 2007). Combien de lumière ? ! Analyses des besoins en lumière de certains invertébrés des eaux peu profondes. *Reefs.Com*. <https://reefs.com/magazine/how-much-light-analyses-of-selected-shallow-water-invertebrates-light-requirements/>
- Rosenberg, E., Koren, O., Reshef, L., Efrony, R., & Zilber-Rosenberg, I. (2007). Le rôle des micro-organismes dans la santé, les maladies et l'évolution des coraux. *Nature Reviews Microbiology*, 5(5), 355-362. <https://doi.org/10.1038/nrmicro1635>
- Sebens, K., Helmuth, B., Carrington, E., & Agius, B. (2003). Effets du débit d'eau sur la croissance et l'énergie du corail scléactiniaire *Agaricia tenuifolia* au Belize. *Coral Reefs*, 22, 35-47. <https://doi.org/10.1007/s00338-003-0277-6>
- Sebens, K., & Miles, J. (1988). Tentacules balayeurs chez un octocorallien gorgonien : modifications morphologiques pour la compétition par interférence. *The Biological Bulletin*, 175(3), 378-387. <https://doi.org/10.2307/1541729>
- Sebens, K. P., Witting, J., & Helmuth, B. (1997). Effets du débit d'eau et de l'espacement des branches sur la capture de particules par le corail récifal *Madracis mirabilis* (Duchassaing et Michelotti). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 211(1), 1-28. [https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(96\)02636-6](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(96)02636-6)
- Sprung, J., & Delbeek, J. C. (1997). L'aquarium récifal : guide complet pour l'identification et l'entretien des invertébrés marins tropicaux (Vol. 2). Ricordea Pub.
- Stoskopf, M. K., Westmoreland, L. S., & Lewbart, G. A. (2022). OCTOCORALLIA, HEXACORALLIA, SCLERACTINIA ET AUTRES CORAUX. Dans *Médecine des invertébrés* (p. 65-105). <https://doi.org/10.1002/9781119569831.ch5>
- Titlyanov, E. A., & Titlyanova, T. V. (2002). Coraux constructeurs de récifs — Organismes autotrophes symbiotiques : 2. Voies et mécanismes d'adaptation à la lumière. *Russian Journal of Marine Biology*, 28(1), S16-S31. <https://doi.org/10.1023/A:1021833821493>
- Todd, P. A. (2008). Plasticité morphologique chez les coraux scléactiniaires. *Biological Reviews*, 83(3), 315-337. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.2008.00045.x>
- Voolstra, C., Raina, J.-B., Dörr, M., Cardenas, A., Pogoreutz, C., Silveira, C., Mohamed, A., Bourne, D., Luo, H., Amin, S., & Peixoto, R. (2024). Le microbiome corallien dans la maladie, la santé et un monde en mutation. *Nature Reviews Microbiology*, 22. <https://doi.org/10.1038/s41579-024-01015-3>
- Wijgerde, T., Henkemans, P., & Osinga, R. (2012). Effets de l'irradiance et du spectre lumineux sur la croissance du corail scléactiniaire *Galaxea fascicularis* — Applicabilité de l'éclairage LEP et LED à l'aquaculture corallienne. *Aquaculture*, 344-349, 188-193. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.03.025>
- Wijgerde, T., Spijkers, P., Karruppanan, E., Verreth, J. A. J., & Osinga, R. (2012). Le débit d'eau affecte l'alimentation en zooplancton du corail scléactiniaire *Galaxea fascicularis* au niveau des polypes et des colonies. *Journal of Marine Sciences*, 2012(1), 854849. <https://doi.org/10.1155/2012/854849>
- Yosef, O., Popovits, Y., Malik, A., Ofek-Lalzer, M., Mass, T., & Sher, D. (2020). Un tentacule pour chaque occasion : comparaison des tentacules chasseurs et des tentacules balayeurs, utilisés pour la compétition territoriale, chez le corail *Galaxea fascicularis*. *BMC Genomics*, 21(1), 548. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-06952-w>



## II. Terminologie des lésions

La description des lésions et la terminologie utilisées dans ce guide suivent les directives du CDHC (Coral Disease & Health Consortium ; <https://cdhc.noaa.gov/coral-disease/lesion-terminology/>) pour établir un diagnostic.

### Descriptions des lésions



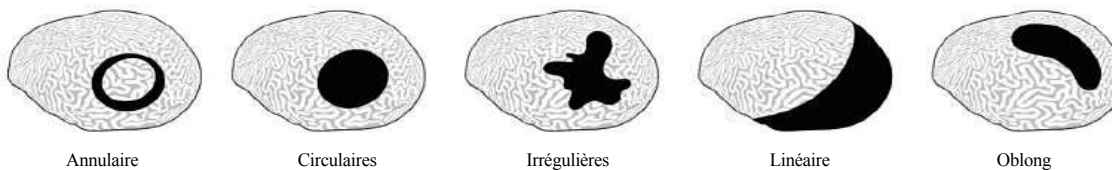
**Changement de couleur** : inclut les coraux présentant un changement par rapport à leur pigmentation normale (plus foncé ou plus clair) ou un manque de pigmentation dans les tissus, généralement illustré par une couleur blanche (zones décolorées).

**Anomalie de croissance** : inclut les coraux présentant une croissance excessive ou apparemment incontrôlée du squelette ou des tissus mous par rapport aux polypes de la même colonie avec une structure corallienne intacte (hyperplasie) ou une structure polypique anormale (néoplasme).

**Perte tissulaire** : comprend les coraux présentant une absence de tissus avec ou sans squelette intact

**Dommages au squelette** : modification structurelle du squelette causée par des facteurs anthropiques, des agents biologiques ou des événements environnementaux

### Formes des lésions



**Annulaire** : relatif à, formant ou ayant la forme d'un anneau

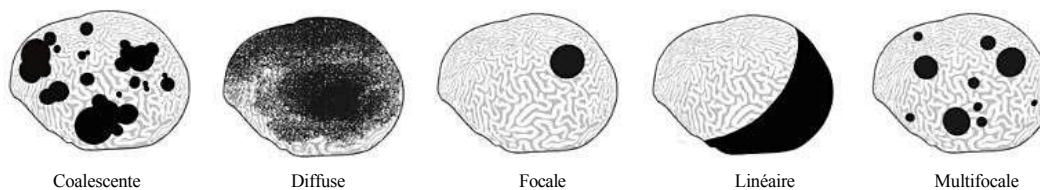
**Circulaire** : ayant la forme d'un cercle

**Irrégulier** : qui ne présente pas une symétrie parfaite ; qui n'est pas droit, lisse, régulier ou uniforme

**Linéaire** : relatif à, se rapportant à ou ressemblant à une ligne

**Oblong** : s'écartant d'une forme carrée, circulaire ou sphérique par allongement dans une dimension

### Répartition des lésions



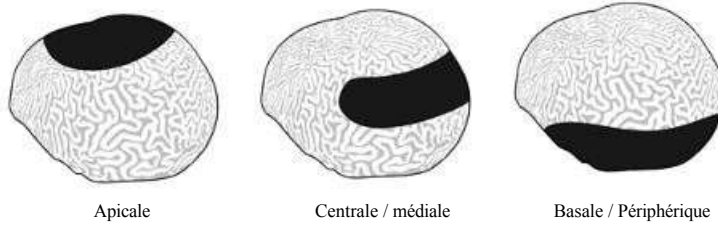
**Coalescent** : qui se développe ensemble

**Diffus** : non concentré ou localisé

**Focal** : relatif à, étant ou ayant un foyer

**Linéaire** : relatif à, se rapportant à ou ressemblant à une ligne

**Multifocal** : provenant de ou se produisant dans plus d'un foyer ou d'un endroit

*Localisation de la lésion*

Apicale

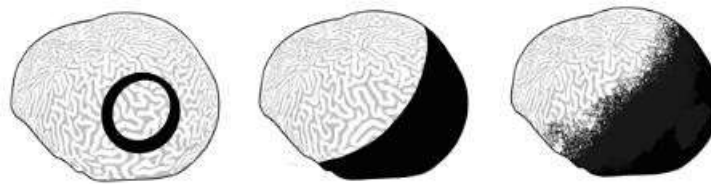
Centrale / médiale

Basale / Périphérique

**Apical** : situé près de l'apex ou de l'extrémité d'une structure, comme dans la partie apicale d'une cellule, à l'opposé de basal

**Central / Médial** : situé ou s'étendant au milieu

**Basal / Périphérique** : situé près de la base d'une structure par rapport à un point de référence spécifique, opposé à apical

*Bords de la lésion*

Annulaire

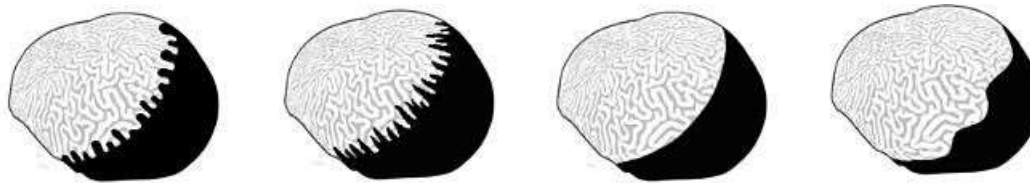
Distinct

Indistincts

**Annulaire** : relatif à, formant ou constituant un anneau

**Distinct** : reconnaissable à l'œil nu ou à l'esprit comme étant distinct

**Indistinct** : contours flous ou difficiles à distinguer

*Bords de la lésion*

Serpigineuses

Dentelées

Lisses

Ondulées

**Serpigineux** : ayant un bord ondulé

**Dentelé** : ayant un bord ou une bordure en forme de scie

**Lisse** : ayant une surface continue et régulière

**Ondulé** : ayant une forme ondulée

### III. Arbres diagnostiques

Afin de déterminer les causes possibles des **lésions** coralliennes (anomalies morphologiques), différents arbres décisionnels ont été élaborés selon le schéma proposé par Raymundo et al., 2008<sup>1</sup>. Veuillez noter que les pathologies et maladies observées varient selon les régions géographiques. Contrairement aux travaux de Raymundo et ses collègues, les arbres décisionnels présentés dans ce document compilent toutes les pathologies rencontrées à travers le monde, et vous trouverez la région géographique concernée indiquée en haut de chaque fiche technique. Bien que très peu d'études aient été menées sur les maladies des coraux en aquarium, différentes sources d'informations en ligne et dans la littérature mettent en évidence certaines pathologies qui surviennent fréquemment en aquarium. Voici comment les arbres diagnostiques ont été construits :

Ces arbres décisionnels sont utilisés pour identifier les causes potentielles des lésions à partir de différents critères de discrimination qui, étape par étape, guident l'utilisateur vers une ou plusieurs suggestions et la fiche d'identification et de gestion correspondante. Ils peuvent être utilisés avec n'importe quelle espèce de corail, car ils reposent sur différents critères applicables à tous les types de coraux. Pour plus de détails, la description et la terminologie des lésions sont présentées dans le chapitre précédent.

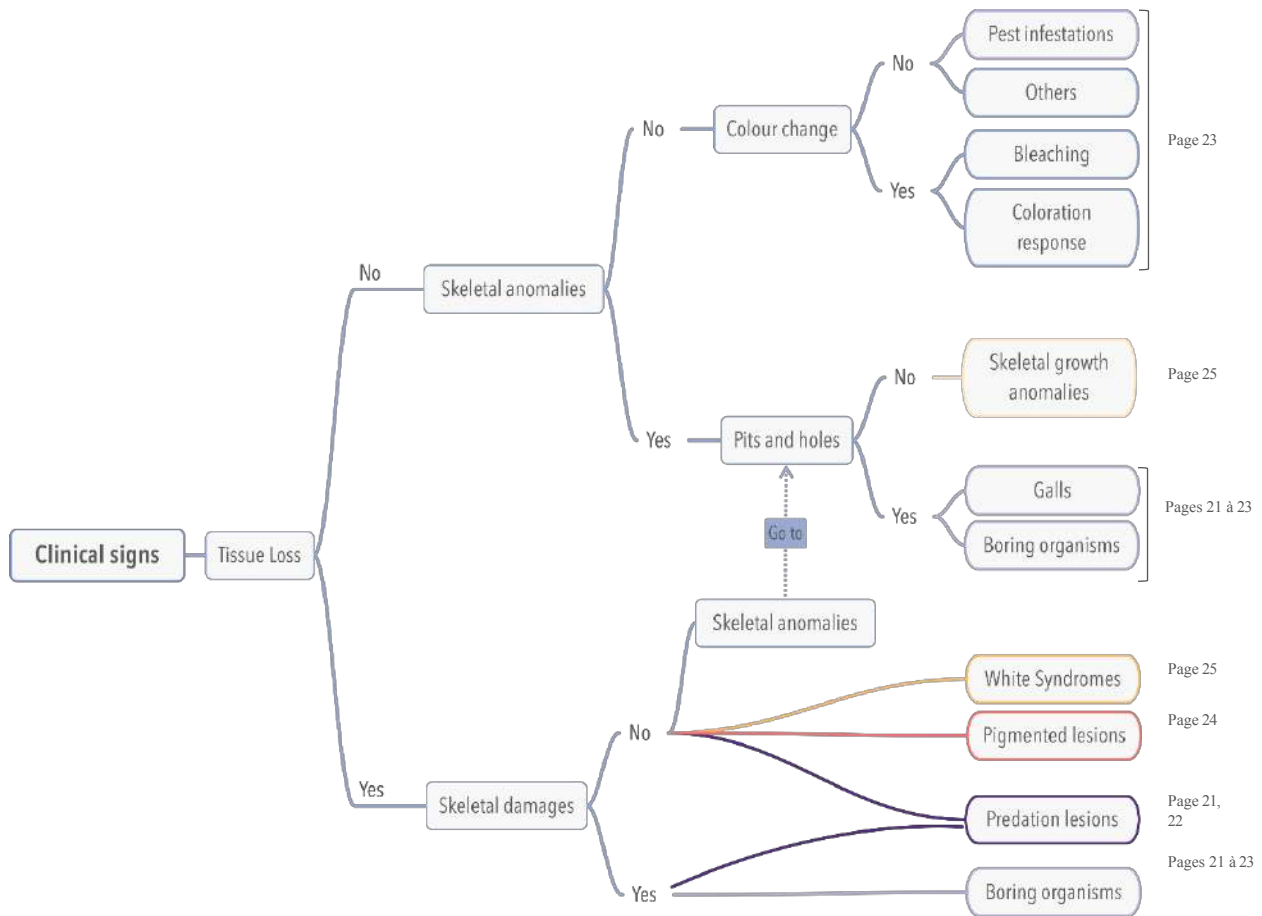
Lorsqu'un corail présente une lésion, nous envisageons d'abord les causes qui ne sont pas nécessairement attribuables à des maladies. En effet, en captivité, les principales causes de morbidité et de mortalité de ces organismes peuvent être dues à des conditions environnementales inadaptées ou à des traumatismes. Dans les aquariums, les lésions traumatiques peuvent être d'origine humaine ou animale, il s'agit alors de lésions de prédation. Il est également fréquent d'observer des réactions de stress, qu'elles soient liées à des paramètres physico-chimiques inadaptés de l'environnement, à la présence de parasites ou à la compétition interspécifique. Une fois ces facteurs écartés, il est alors recommandé de se tourner vers les arbres diagnostiques des maladies. Il est important de garder à l'esprit que les maladies peuvent avoir des origines multiples et qu'il est souvent impossible d'en déterminer les causes sans travaux de laboratoire.

- **L'arbre de diagnostic général** fournit un aperçu des causes potentielles des troubles de santé des coraux dans un aquarium (p. 20).
- Les arbres suivants sont consacrés aux lésions fréquemment causées par **la prédation, le parasitisme ou les réponses au stress** (p. 21 à p. 23), sur la base de différents signes cliniques tels que **les dommages squelettiques, la perte de tissus et autres**.
- Les derniers arbres se concentrent sur les lésions causées par **des maladies** telles que **les syndromes blancs** (terme général englobant les maladies des coraux caractérisées par une perte tissulaire importante avec une démarcation nette entre les tissus apparemment sains), **les lésions pigmentées** et **les anomalies de croissance** des coraux (p. 24-25).

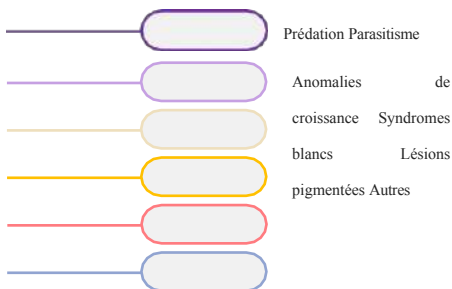
---

<sup>1</sup> Raymundo, L. J., C. A. Couch, & C. D. Harvell (Eds.). (2008). A coral disease handbook: Guidelines for assessment, monitoring, and management. Coral Reef Targeted Research and Capacity Building for Management Program; USGS Publications Warehouse. <https://pubs.usgs.gov/publication/70197913>

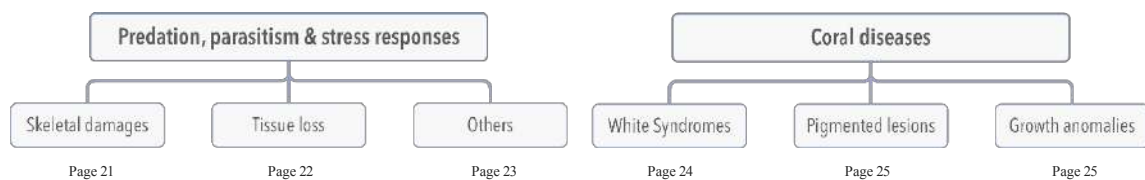
Arbre de diagnostic général



Légende

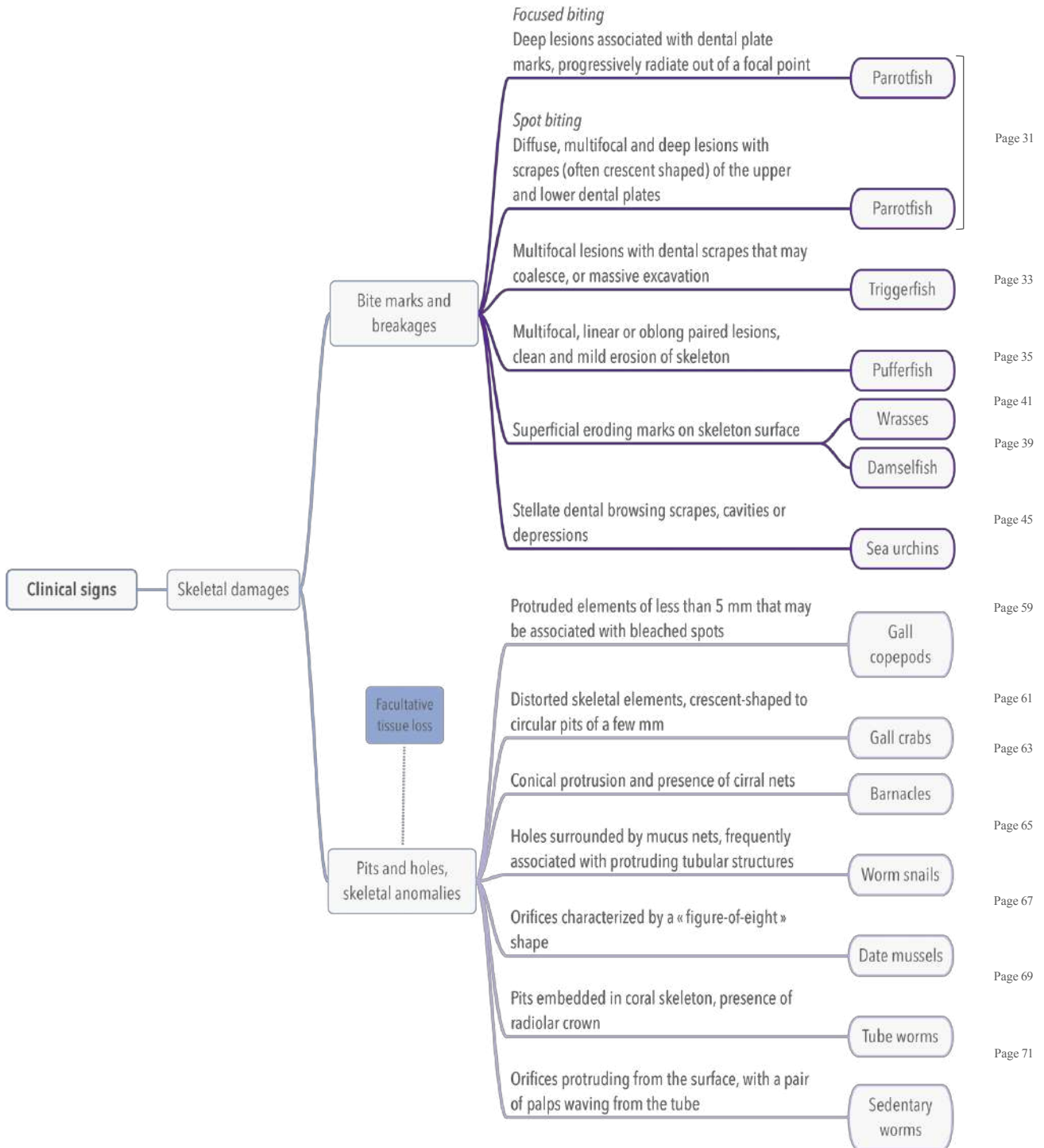


Pour plus de clarté, l'arbre diagnostique général est subdivisé en différentes parties en fonction des types d'agents responsables et du principal critère de discrimination, comme suit :



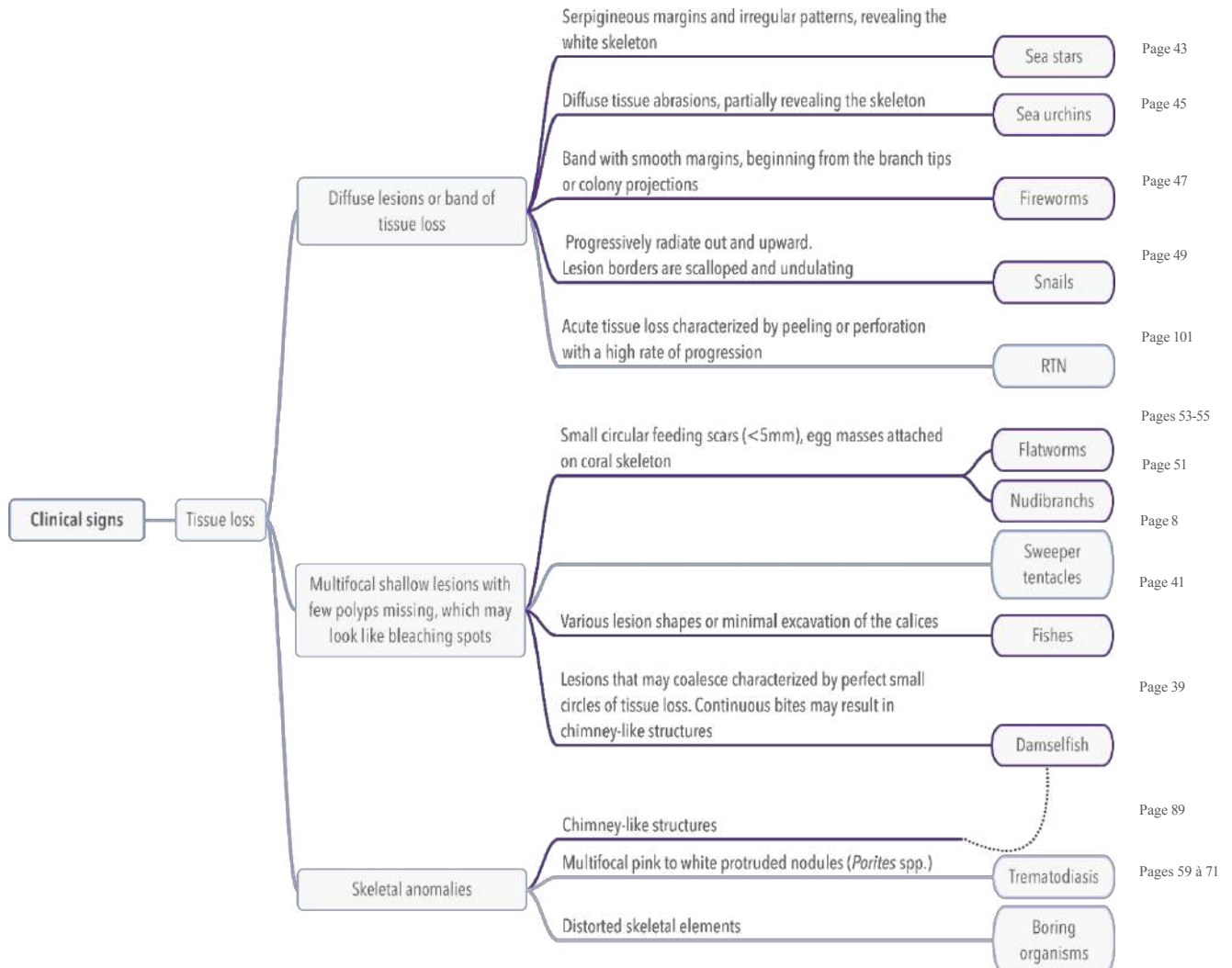
**Prédation, parasitisme et réponses au stress**

*Dommages au squelette*



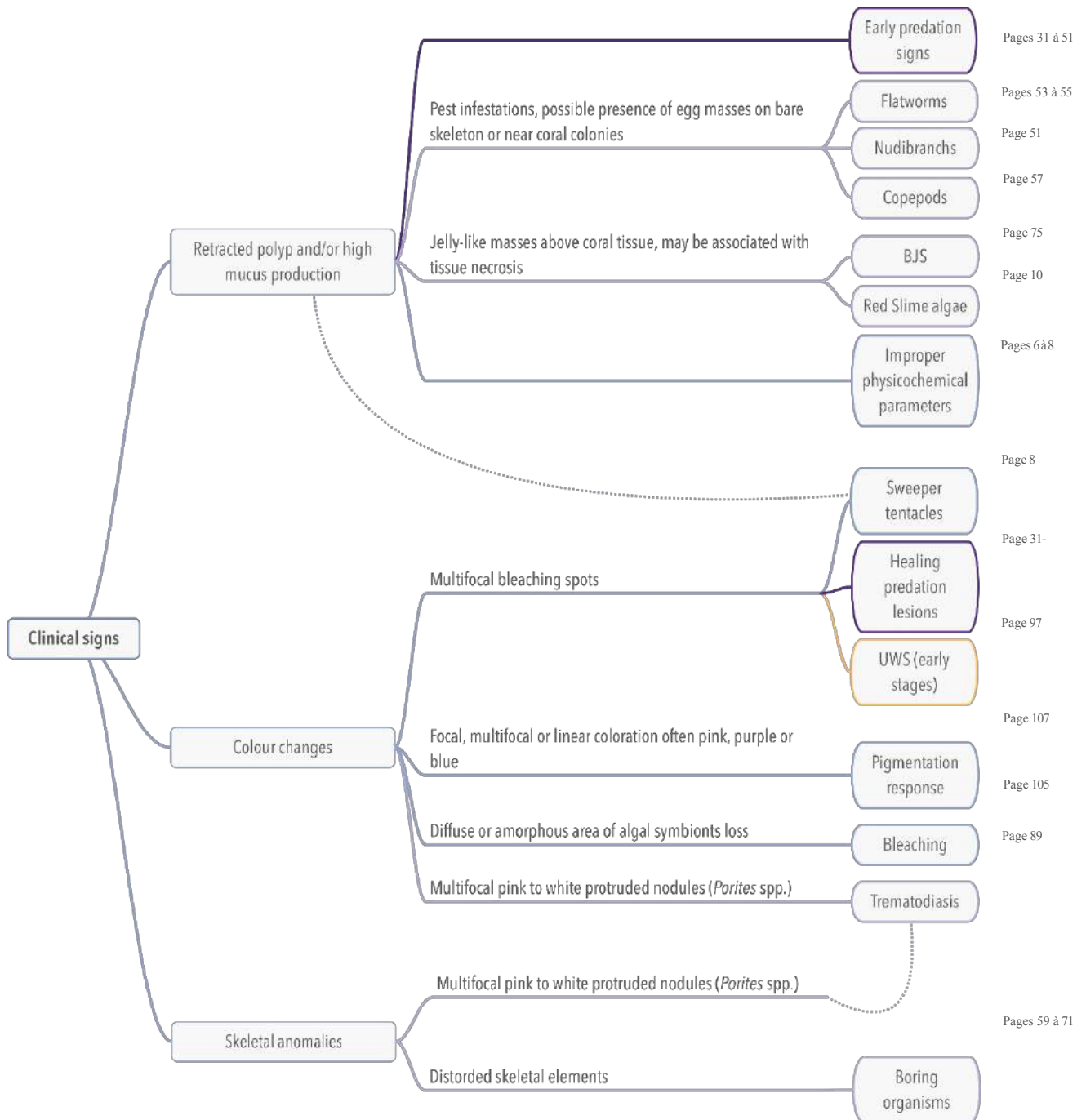
## Prédation, parasitisme et réponses au stress

## Perte de tissu



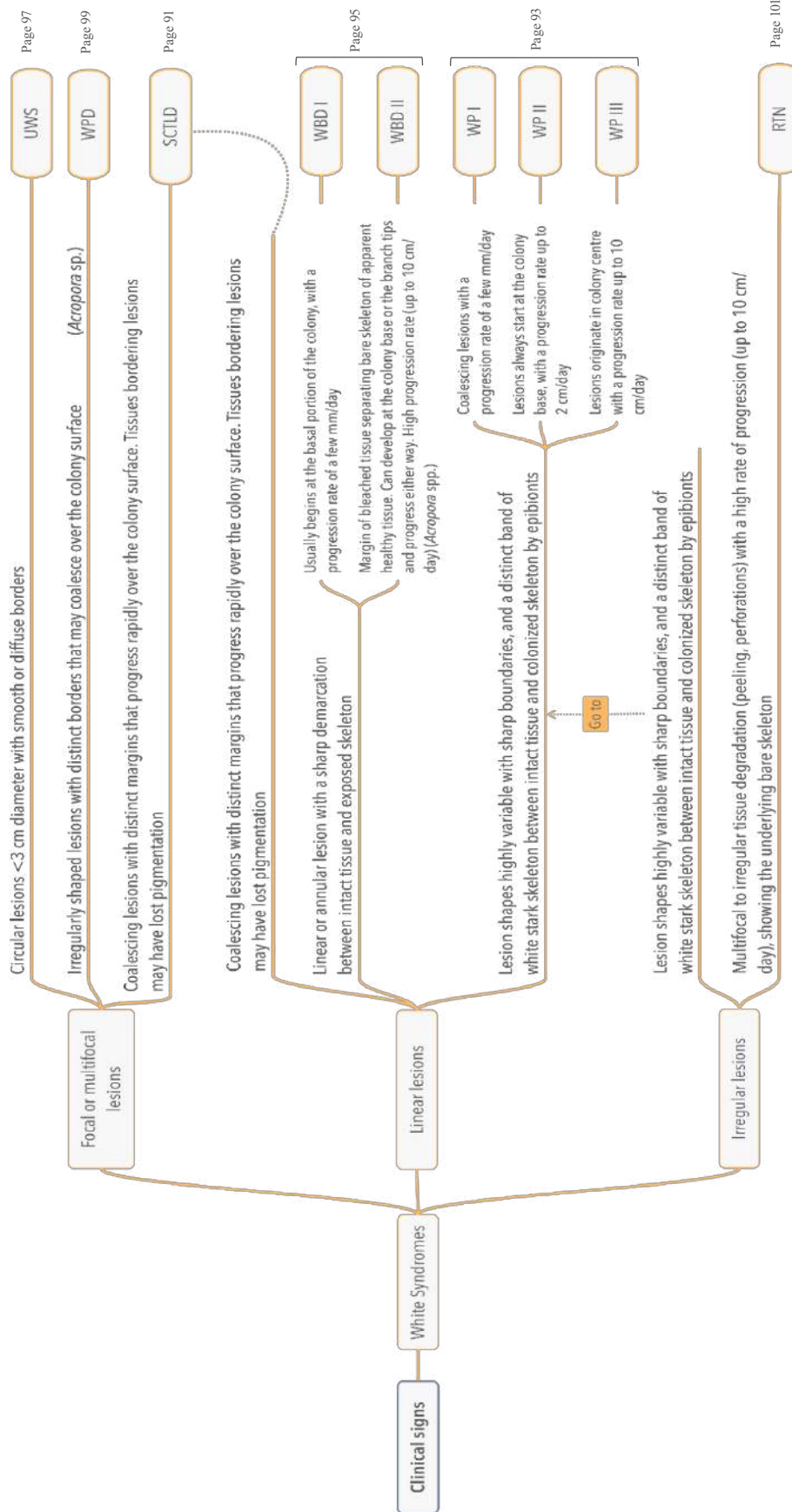
## Prédation, parasitisme et réponses au stress

Autres



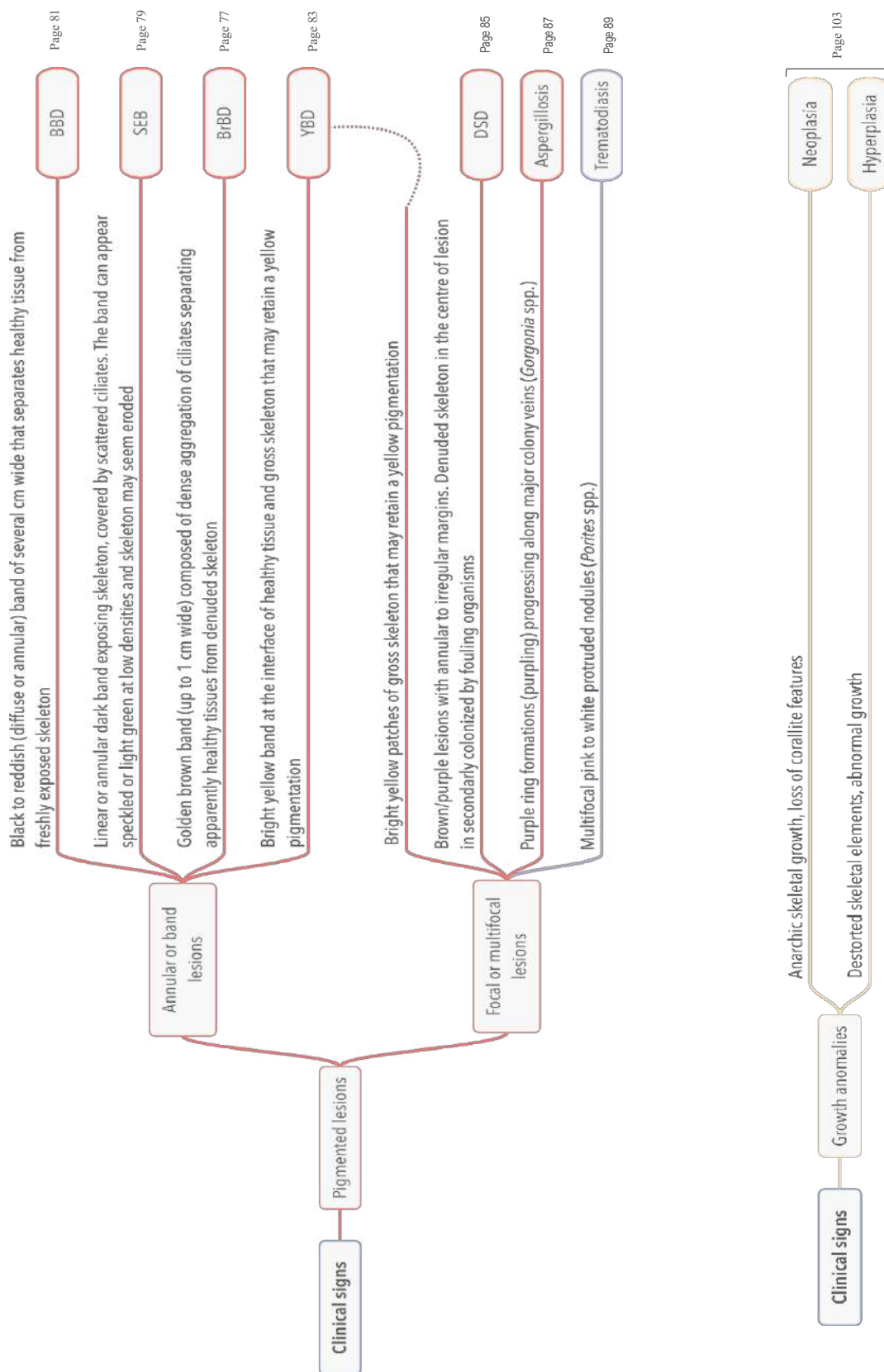
Maladies

Syndromes blancs



Maladies

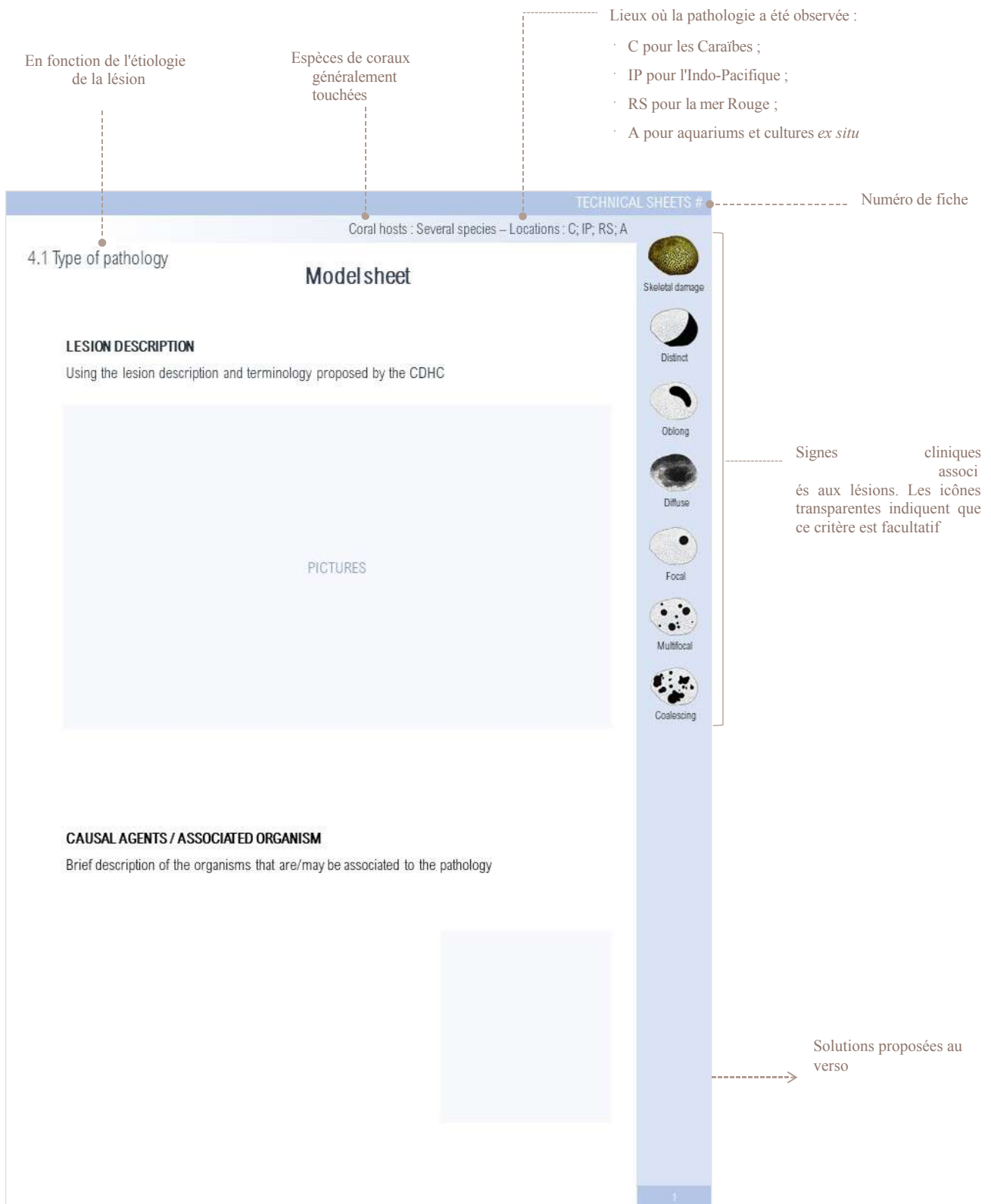
Lésions pigmentées et anomalies de croissance





## IV. Fiches techniques

La figure suivante illustre la structure et l'organisation des fiches techniques :



## Numéros d'index des fiches

### 4.1 Prédation et bioérosion

Poisson-perroquet	31
Poisson-baliste	33
Poisson-globe	35
Poisson-papillon	37
Demoiselle	39
Autres poissons corallivores	41
Étoiles de mer	43
Oursins	45
Vers de feu	47
Escargots	49
Nudibranches	51

### 4.2 Alliés et parasites

Infestation par des vers plats acoèles	53
Infestation par des vers plats plathelminthes	55
Punaises rouges / punaises noires	57
Copépodes gallicoles	59
Crabe gallicole	61
Balanes coralliennes	63
Escargots vers	65
Moules de mer	67
Vers tubicoles	69
Polychètes sédentaires et errants	71
Crabes et crevettes	73
Syndrome de la gelée brune	75

### 4.3 Maladies – Lésions pigmentées

Maladie des bandes brunes	77
Bande érosive squelettique	79
Maladie des bandes noires	81
Maladie de la bande jaune	83
Maladie des taches sombres	85
Aspergillose	87
Trematodose	89

### 4.4 Syndromes blancs

Maladie de perte de tissu des coraux durs	91
Peste blanche	93
Maladie des bandes blanches	95
Syndrome blanc ulcéreux	97
Maladie de la variole blanche	99

### 4.5 Autres

Nécrose tissulaire rapide	101
Anomalies de croissance	103
Blanchiment	105
Réaction pigmentaire	107





## 4.1 Prédation et bioérosion

## Poisson-perroquet

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions diffuses et profondes associées à la perte de corallites et du squelette sous-jacent. Les marques de morsures se caractérisent par des bords distincts et sont souvent oblongues ou en forme de croissant, faites par les plaques dentaires supérieures et inférieures. La distribution des lésions peut être multifocale (phénomène appelé « morsures ponctuelles »), concentrée le long des crêtes coralliennes exposées ou rayonner progressivement à partir d'un point focal (phénomène appelé « morsures focalisées ») (Bruckner et al., 2000).

Marques de prédation par les poissons-perroquets : morsures ponctuelles par des espèces non identifiées de poissons-perroquets sur *des Porites* massifs (ci-dessus) © G. Aeby, et morsures focalisées par des espèces non identifiées de poissons-perroquets sur *Orbicella annularis* (ci-dessous)

© D. Gochfeld

## AGENTS CAUSAUX

Quatre espèces de poissons-perroquets des Caraïbes (*Sparisoma viride*, *S. aurofrenatum*, *Scarus vetula*, *S. guacamaia*) et cinq espèces de la région indo-pacifique (*Bolbometopon muricatum*, *Cetoscarus bicolor*, *S. frenatus*, *Chlorurus gibbus*, *S. rivulatus*) sont connues pour se nourrir fréquemment de coraux vivants. Cependant, plusieurs poissons-perroquets (voir annexe) consomment occasionnellement des tissus coralliens, en particulier lorsque les algues se font rares (Bruckner & Bruckner, 2015).



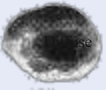
Lésions squelettiques



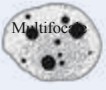
Distinct



Oblong



Focale



Multifoc



Focalisés

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : Le fait que les poissons se nourrissent de coraux peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Déplacement** : si une seule colonie est visée, le déplacement de celle-ci vers une autre zone de l'aquarium ou le réaménagement des rochers ou de l'emplacement des coraux afin de rendre la colonie moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de replacer le poisson fautif ou la colonie de coraux. Si les lésions dues à la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur vers un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : en évaluant la compatibilité des espèces, en tenant compte de la configuration de l'aquarium et en veillant à une alimentation adéquate.

*Scarus quoyi* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## 4.1 Prédation et bioérosion

## Baliste

## DESCRIPTION DES LÉSIONS

Lésions irrégulières dues à la morsure inégale du poisson, caractérisées par une perte de corallite, des bords distincts et qui rayonnent souvent à partir d'un point focal. Des marques de dents rectangulaires nettes peuvent apparaître par paires, généralement moins profondes que les marques laissées par les poissons-perroquets. Cependant, certaines espèces peuvent creuser et casser massivement les branches de corail (Bruckner & Bruckner, 2015).



Lesions prédatrice causées par un poisson baliste sur un corail branchu, avec en ovale sur le côté droit des balises et marques de dents rectangulaires (cf. Chalon).

## AGENTS CAUSAUX

Les balistes sont des corallivores facultatifs ou mordent le corail pour accéder à la nourriture. Par exemple, *Melichthys niger* peut occasionnellement se nourrir de coraux lorsque les sources de nourriture sont rares (Randall, 1967) et *Balistapus undulatus* peut se nourrir abondamment de *P. damicornis* et limiter le développement de l'espèce sur le récif (Neudecker, 1977). Parmi d'autres espèces, le baliste *Balistoïdes viridescens* est connu pour mordre et briser les colonies de coraux afin d'atteindre ses proies, telles que les oursins ou les mollusques (Randall, 1998).



Comme d'autres espèces de balistes, *Balistoïdes viridescens* possède des mâchoires puissantes et des dents acérées qui lui permettent de broyer les colonies de coraux et d'accéder aux proies cachées dans la structure corallienne. © F. Libert – Licence CC BY-SA2,0



Lésions squelettiques



Irrégulières



Distinctes



Focales

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : Le fait que les poissons se nourrissent de coraux peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Déplacement** : si une seule colonie est visée, le fait de la déplacer vers une autre zone de l'aquarium ou de réorganiser la disposition des rochers ou des coraux afin de la rendre moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de trouver un nouveau foyer pour le poisson fautif ou la colonie de coraux. Si les lésions causées par la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur vers un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : en évaluant la compatibilité des espèces, en tenant compte de la configuration de l'aquarium et en veillant à une alimentation adéquate.

## 4.1 Prédation et bioérosion

## Poisson-globe

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions focales à multifocales associées à des dommages squelettiques facultatifs en fonction de la profondeur des morsures. Les marques de morsures sont relativement arrondies à oblongues avec des bords lisses en raison des dents en forme de bec. Les lésions peuvent être concentrées dans une petite zone ou réparties plus largement dans la colonie. Les cicatrices sont généralement concentrées le long des crêtes exposées ou des extrémités des branches des coraux (Bruckner & Bruckner, 2015).



## AGENTS CAUSAUX

Les poissons-globe sont des corallivores facultatifs, principalement présents dans l'Indo-Pacifique, qui se nourrissent d'une variété d'invertébrés et de substrats durs. Les membres du genre *Arothron* (*A. hispidus*, *A. meleagris*, *A. nigropunctatus* et *A. stellatus*) sont connus pour utiliser leur bec puissant pour arracher des morceaux de corail (Randall, 2005 ; Bruckner & Bruckner, 2015).

*Arothron meleagris* est une espèce connue pour se nourrir de coraux et d'autres invertébrés © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : Le fait que les poissons se nourrissent de coraux peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Déplacement** : si une seule colonie est visée, le déplacement de celle-ci vers une autre zone de l'aquarium ou le réaménagement des rochers ou de l'emplacement des coraux afin de rendre la colonie moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de reloger le poisson fautif ou la colonie de coraux. Si les lésions dues à la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur vers un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : en évaluant la compatibilité des espèces, en tenant compte de la configuration de l'aquarium et en veillant à une alimentation adéquate.

## 4.1 Prédation et bioérosion

**Poisson-papillon****DESCRIPTION DE LA LÉSION**

Lésions multifocales, petites et circulaires, avec perte de tissu et bords distincts. La plupart des lésions mesurent moins d'un centimètre de diamètre, ce qui correspond à la taille de la bouche du poisson. Selon l'espèce prédatrice, la lésion peut s'accompagner d'une perte de matière squelettique. Dans la plupart des cas, les lésions prennent l'apparence de taches blanchâtres.



Marques de blessures de *Pomacentrus* sur un corail. Delbeek

**AGENTS CAUSAUX**

C'est dans le groupe des poissons-papillons que l'on trouve le plus grand nombre de poissons corallivores (69 espèces). Selon leurs différentes stratégies alimentaires, certains sont des corallivores facultatifs (tels que *Chaetodon auriga*, *C. melannotus*, *C. speculum*, *C. vagabundus*) et d'autres sont des corallivores obligatoires (*C. lunulatus*, *C. meyeri*, *C. plebeius* et *C. trifascialis*) (Bruckner & Bruckner, 2015). Certains d'entre eux ne consomment que le mucus sans endommager les polypes, tandis que d'autres (par exemple *C. unimaculatus*) ont des dents robustes qui peuvent retirer partiellement le matériel squelettique à chaque morsure. La plupart des poissons-papillons ont une petite bouche en forme de pince qui leur permet d'enlever quelques polypes de corail (par exemple *C. ornatissimus*), formant des zones blanchâtres relativement petites (Motta, 1988).



Tissu  
Perte



Dommages  
squelettiques



Circulaires



Distincts



Multifocaux

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : le fait que les poissons se nourrissent de coraux peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Déplacement** : si une seule colonie est visée, le déplacement de la colonie vers une autre zone de l'aquarium ou le réaménagement des rochers ou de l'emplacement des coraux afin de rendre la colonie moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de replacer le poisson incriminé ou la colonie de coraux. Si les lésions dues à la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur vers un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : en évaluant la compatibilité des espèces, en tenant compte de la configuration de l'aquarium et en veillant à une alimentation adéquate.



*Chaetodon bennetti* est l'une des nombreuses espèces de poissons-papillons qui n'est pas considérée comme sans danger pour les récifs, car elle se nourrit de polypes coralliens et d'algues filamenteuses © François Libert, © Fishipédia – Licence CC BY-SA2.0

## 4.1 Prédation et bioérosion

## Demoiselles

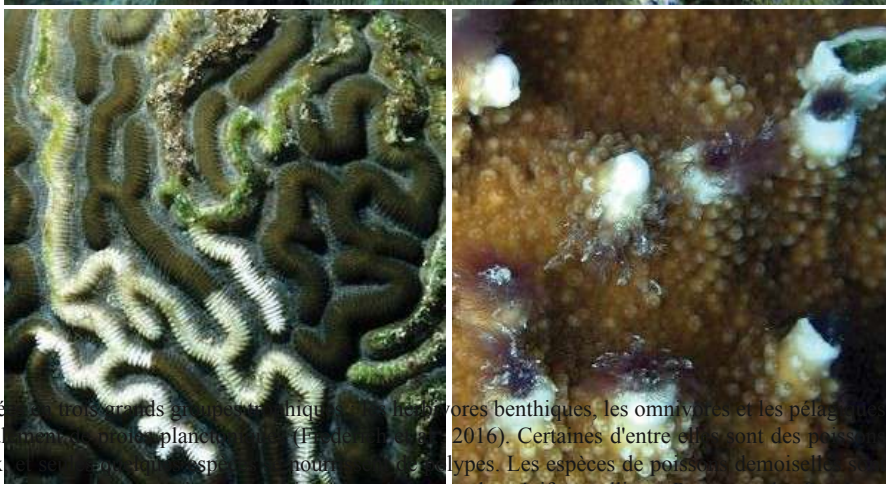
## DESCRIPTION DES LÉSIONS

Les lésions sont généralement circulaires, d'un diamètre de 1 à 4 cm, ou plus irrégulières et dispersées sur la colonie de coraux, où elles peuvent fusionner. Elles s'accompagnent d'une perte de tissu et de dommages squelettiques minimes, et vont d'un squelette dénudé blanc à des taches de tissu pâle en régénération. Si les poissons continuent à mordre au même endroit, cela peut entraîner la formation d'une anomalie structurelle en forme de cheminée (Kaufman, 1977). La présence d'algues sur les lésions plus anciennes est souvent favorisée par les poissons-demoiselles.

Morsures de poissons demoiselles dispersées sur une colonie d'*Orbicella annularis*.  
© D. Gochfeld



Photographies rapprochées des lésions créées par *Stegastes planifrons* sur les crêtes de *Diploria strigosa* (à gauche) et de « Cheminées » créées par des morsures répétées sur *Acropora palmata* (à droite). Les lésions les plus anciennes sont colonisées par des algues, d'après Bruckner et Bruckner, 2015.



## AGENTS CAUSAUX

Les demoiselles sont divisées en trois grands groupes : les herbivores benthiques, les omnivores et les pélagiques, qui se nourrissent principalement de zooplancton (Hixon et Brostoff, 2016). Certaines d'entre elles sont des poissons benthiques très territoriaux qui se nourrissent de coraux. Les espèces de poissons-demoiselles les plus connues pour leur comportement unique consistant à cultiver des algues sur les récifs coralliens. Par exemple, *Stegastes planifrons* tue des zones de tissu corallien pour créer des pelouses d'algues (Kaufman, 1977). D'autre part, ils peuvent également exclure certains corallivores et contribuer à la diversité corallienne sur leurs territoires (Gochfeld, 2010). Parmi les différentes espèces qui se nourrissent de coraux, *Cheilopriion labiatus*, *Neoglyphidodon melas*, *Plectroglyphidodon dickii* et *P. johnstonianus* se trouvent dans la région indo-pacifique, tandis que *Pomacentrus leucostictus*, *P. variabilis* et *S. planifrons* dominent dans les Caraïbes (Bruckner & Bruckner, 2015).



Perte de tissu



Anomalie de croissance



Irrégulière



Anomalie de croissance



Multifocale



Algues colonisant

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : le fait que les poissons se nourrissent de coraux peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Relocalisation** : Si une seule colonie est visée, la relocaliser dans une autre partie de l'aquarium ou réorganiser la disposition des rochers ou des coraux afin de la rendre moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de reloger le poisson fautif ou la colonie de coraux. Si les lésions causées par la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur dans un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : Évaluez la compatibilité des espèces, réfléchissez à la configuration de l'aquarium et veillez à une alimentation adéquate.

## 4.1 Prédation et bioérosion

## Autres poissons corallivores

## DESCRIPTION DES LÉSIONS

Lésions focales à multifocales caractérisées par une perte de tissu et/ou une excavation minimale des calices. Les lésions peuvent être circulaires ou irrégulières et peuvent fusionner. Si ce n'est pas le cas, les lésions peu profondes avec seulement quelques polypes manquants peuvent ressembler à des taches de blanchiment.

(a)



(c)



(d)



Lésions causées par la prédation des poissons sur les colonies de coraux. (a) Marques de morsures de poissons inconnus sur *Porites*. © GAWA, 2013. J.C. Delbeek © California Academy of Sciences. (b) Morsures de poissons-vaches sur *Tixiarella*. © D. Gochfeld. (c) Marques de morsures d'un labre non identifié sur une colonie massive de *Porites* et (d) abrasions sur *Goniastrea* résultant de la prédation par les poissons tiré de Bruckner et Bruckner, 2015.

## AGENTS CAUSAUX

Outre les taxons répertoriés dans les fiches précédentes, qui constituent l'essentiel des poissons corallivores, une cinquantaine d'autres espèces sont connues pour se nourrir de coraux. Les principaux groupes concernés sont les labres, les blennies/gobies, les poissons-anges, les poissons-limes, les poissons-coffres et les idoles mauresques (Bruckner & Bruckner, 2015).

Plusieurs espèces de labres (principalement du genre *Labropsis*) se nourrissent de coraux dans la région indo-pacifique, et certaines d'entre elles sont des corallivores obligatoires (Cole et al., 2008). Les espèces de blennies et de gobies passent la majeure partie de leur temps sur les fonds marins et habitent les cavités des récifs. Deux espèces sont connues pour consommer des polypes coralliens : *Exallias brevis* et *Gobiodon citrinus* (Sano, 1984). Bien que facultativement corallivores, certaines espèces de poissons-anges (par exemple *Centropyge multispinis*, *Pomacanthus semicirculatus*) peuvent être particulièrement voraces en présence de coraux et peuvent gravement endommager les colonies. Dans la région indo-pacifique, on a également observé que l'idole maure (*Zanclus cornutus*) broutait occasionnellement des tissus coralliens (McClanahan et al., 2005), tout comme les deux espèces de poissons-coffres *Ostracion cubicus* et *Lactoria diaphana* (Moyer & Sano, 1987).

Tissu  
PerteAnomalie de  
croissance

Irrégulière



Circulaire



Multifocale



Crescente

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : l'alimentation des coraux peut être un signe de carences nutritionnelles chez les poissons. Une alimentation suffisante, variée et adaptée peut réduire le besoin des poissons de se nourrir des coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel peut aider à détourner leur attention.
- **Déplacement** : si une seule colonie est visée, le fait de la déplacer vers une autre zone de l'aquarium ou de réorganiser la disposition des rochers ou des coraux afin de la rendre moins accessible peut réduire la prédation. Si la prédation persiste, il peut être nécessaire de trouver un nouveau foyer pour le poisson incriminé ou la colonie de coraux. Si les lésions dues à la prédation sont réparties sur différentes colonies, vous devrez peut-être envisager de déplacer le prédateur vers un aquarium mieux adapté à ses préférences alimentaires.

**Prévention** : en évaluant la compatibilité des espèces, en tenant compte de la configuration de l'aquarium et en veillant à une alimentation adéquate.

Marques de morsures de blennie (voir flèches bleues) sur *Millepora* sp. à Guam, 2013. J.C. Delbeek © California Academy of Sciences



## 4.1 Prédation et bioérosion

## Étoile de mer

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Les lésions peuvent varier en taille et en forme, elles se caractérisent par une perte de tissu, révélant le squelette blanc sans dommage structurel. Les cicatrices alimentaires présentent souvent des bords serpentineux et peuvent s'étendre sur toute la surface de la colonie selon un motif linéaire ou irrégulier (Bruckner & Bruckner, 2015).

Étoiles de mer et lésions associées. (a) *Asterina* à la limite d'une lésion sur *Millepora* dans un aquarium © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel. (b) Lésion récente d'*Acanthaster planci* sur *Goniastrea*, avec des marges serpentineuses typiques, d'après Bruckner & Bruckner, 2015. (c) *A. planci* se nourrissant de corail ramifié © G. Aeby.



## AGENTS CAUSAUX

Plusieurs espèces d'étoiles de mer sont des corallivores facultatifs et ont été observées en train de consommer des tissus coralliens. La seule espèce qui a démontré un impact majeur sur les récifs coralliens est *Acanthaster planci* (connue sous le nom d'étoile de mer couronne d'épines, COTS) (Birkeland, 1989). D'autres astéroïdes, tels que *Culcita* spp., sont principalement des détritivores ou des prédateurs généralistes se nourrissant d'organismes benthiques et peuvent occasionnellement manger des polypes coralliens (Thomassin, 1976). Lorsque leurs sources de nourriture préférées se raréfient, certains individus peuvent se tourner vers les coraux mous ou les tissus coralliens scléactiniaires. La petite étoile de mer *Asterina* spp. est considérée à la fois comme inoffensive et utile, car elle consomme les algues indésirables, mais elle peut également constituer une menace pour les petites colonies de coraux en raison de sa reproduction rapide (Knop, 2020).



Perte de tissu



Irrégulière



Linéaire



Serpentine

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Étant donné que l'introduction de l'étoile de mer COTS dans un aquarium est très improbable, la principale source de problèmes provient probablement de la prolifération excessive d'*Asterina*. Dans l'ensemble, voici comment procéder :

- **Élimination manuelle** : La méthode la plus simple pour réduire la population dans l'aquarium consiste à éliminer régulièrement quelques organismes (par exemple, à l'aide d'un siphon).
- **Lutte biologique** : la crevette arlequin, *Hymenocera picta*, peut être un bon candidat pour contrôler la population d'*Asterina*, car elle se nourrit exclusivement d'étoiles de mer. Cependant, les crevettes épuiseront très rapidement la population de proies et auront alors besoin de sources de nourriture supplémentaires (Knop, 2020).

**Prévention** : En limitant les charges d' s de nutriments et fréquemment en retirant les individus



*Hymenocera picta* © Institut océanographique de Monaco, M. Dagrino

Macrophotographie d'*Asterina* sp. © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## 4.1 Prédation et bioérosion

### -oursins

#### DESCRIPTION DES LÉSIONS

Les lésions peuvent varier en taille, en forme et en profondeur. Les lésions superficielles se caractérisent par une abrasion diffuse des tissus, révélant partiellement le squelette avec des traces caractéristiques de broutage dentaires en forme d'étoile (Bromley, 1975). Les extrémités des branches peuvent sembler rabotées si elles sont broutées. Les lésions plus profondes apparaissent souvent sous forme de dépression focale dans le squelette lorsque les oursins créent des cavités pour s'abriter.



Lésion prédatrice causée par *Diadema antillarum* sur *Montastrea annularis* (à gauche) et excavation d'un corail verveux, *Colpophyllia natans*, par des oursins *Echinometra viridis* (à droite) d'après Brückner et Brückner 2015.

#### AGENTS CAUSAUX

Les oursins sont connus pour consommer directement ou indirectement les tissus coralliens lorsqu'ils broutent des algues ou creusent des cavités pour s'abriter. Lorsque leurs sources de nourriture préférées se raréfient, certains individus peuvent se tourner vers les coraux mous ou les tissus coralliens scléactiniaires. *Diadema* spp. et *Echinometra* spp. sont des exemples de bioéroditeurs qui peuvent abraser les tissus coralliens et créer des cavités pour s'abriter (Herring, 1972 ; Griffin et al., 2003). D'autres espèces, telles que *Eucidaris thouarsii*, se nourrissent d'algues, d'une grande variété d'invertébrés et peuvent également consommer des polypes coralliens (Glynn et al., 1979).



*Diadema setosum* se nourrit généralement d'algues, mais peut également abraser les tissus coralliens lorsqu'il se déplace sur les colonies © Institut océanographique de Monaco, M. Dagnino



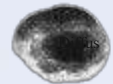
Perte de tissu



Dommages au squelette



Irréguliers



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, plusieurs options s'offrent à vous :

- **Ajustement de l'alimentation** : L'alimentation des coraux peut être un signe de carences nutritionnelles chez les oursins. Une alimentation suffisante et adaptée peut réduire le besoin des oursins de se nourrir de coraux. Pour les espèces connues pour être des corallivores facultatifs, l'utilisation d'aliments qui imitent leur régime alimentaire naturel (comme les algues séchées) pourrait aider à détourner leur attention (Carl, 2008).
- **Déplacement** : réorganisez les rochers afin d'offrir suffisamment d'espaces de cachette et d'abris aux oursins. Cela permettra d'éviter l'excavation indésirable des colonies de coraux. Si une seule colonie est visée, la déplacer vers une autre zone de l'aquarium afin de la rendre moins accessible peut réduire les dégâts. Si les oursins continuent à éroder les colonies de coraux, vous devrez peut-être envisager de retirer certains individus de votre aquarium récifal et de les reloger.

**Prévention** : Évaluez la compatibilité des espèces et réfléchissez à la configuration de l'aquarium.

## 4.1 Prédation et bioérosion

## Vers de feu

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions caractérisées par une bande ou une zone de perte tissulaire aiguë avec des bords lisses, commençant souvent à l'extrémité des branches (apicalement) ou aux projections de la colonie. Les lésions s'étendent rarement sur les surfaces aplaties des coraux sains, mais on a observé des vers consommant des tissus sur des zones aplaties adjacentes à des tissus affectés par le BBD (feuille 26), le WP (feuille 32) et le WBD (feuille 33) (Bruckner & Bruckner, 2015).



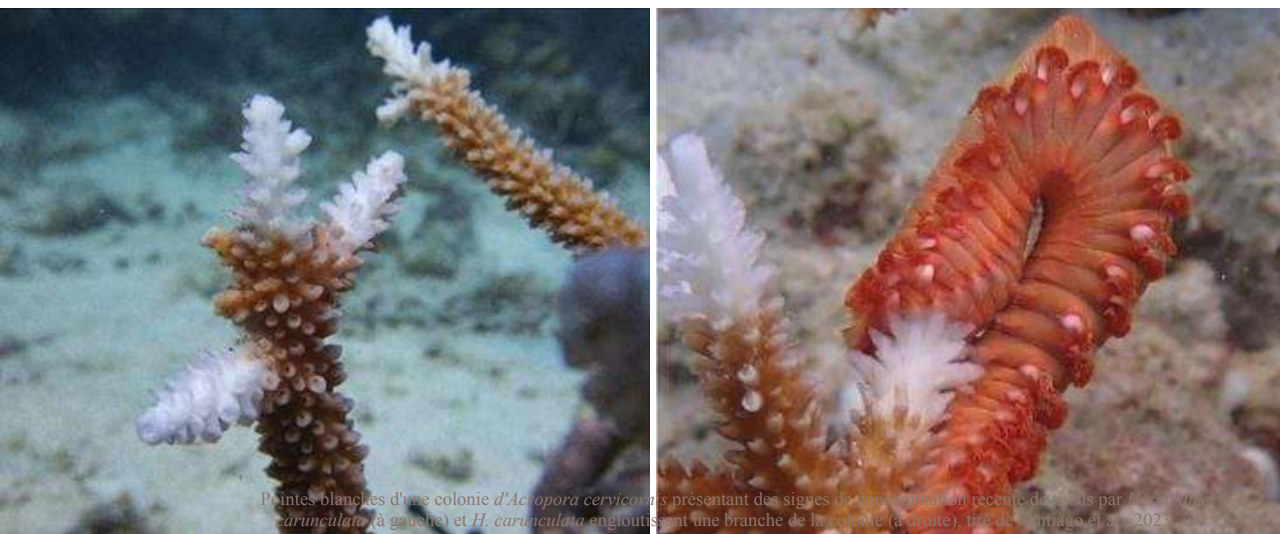
Perte de tissu



Linéaire et lisse



Apical



Pointes blanches d'une colonie d'*Acropora cervicornis* présentant des signes de consommation récente de tissus par *Hermodice carunculata* (à gauche) et *H. carunculata* englobissant une branche de la colonie (à droite). tiré de Santiago et al., 2023

Valazquez

## AGENTS CAUSAUX

*Hermodice carunculata* est appelé « ver de feu » ou « ver à soies » et fait partie du groupe des polychètes marins errants appelés vers à soies. Ce ver possède des soies acérées et venimeuses (chaetae) le long de son corps, qui peuvent pénétrer la peau d'autres organismes, provoquant une douleur intense, une irritation ou une réaction allergique. Il est connu pour être un prédateur vorace de coraux, d'anémones et de palourdes, mais aussi pour se nourrir d'organismes morts ou mourants. Si un ver de feu est repéré dans l'aquarium, il doit être retiré dès que possible (Delbeek & Sprung, 1994).

Gros plan sur les structures venimeuses, blanches et en forme d'aiguilles de l'*Hermodice carunculata*. Ces poils servent à la défense et peuvent provoquer une irritation douloureuse s'ils entrent en contact avec la peau.

© S. Faulwetter – Licence CC BY-NC-SA2.0



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Voici quelques suggestions pour les éliminer de l'aquarium :

- **Élimination manuelle** : L'élimination manuelle des vers errants de plus grande taille est le meilleur moyen de réduire la population de polychètes. Sensibles aux mouvements et aux vibrations, ils sont actifs la nuit. Le moyen le plus efficace pour les faire sortir de leur cachette est de les appâter. Ne pas nourrir l'aquarium pendant quelques jours augmentera vos chances d'attraper les vers de feu. En plaçant un récipient facile à fermer au fond de l'aquarium, loin de leur cachette, avec un appât tel que des palourdes ou des crevettes fraîches, vous trouverez probablement quelques vers après quelques heures dans l'obscurité, que vous pourrez alors piéger et éliminer. Vous pouvez également essayer de les retirer du fond à l'aide d'un filet ou d'une pince à long manche. Une autre solution consiste à placer une boîte contenant un appât et percée de trous (juste assez grands pour laisser passer les vers) qui les piégera, car une fois leur proie mangée, ils seront trop gros pour sortir. Sachez que ces vers peuvent infliger des morsures douloureuses avec leurs mâchoires puissantes. D'autres options, telles que des dispositifs commercialisés ou des pièges à fabriquer soi-même, sont disponibles et peuvent vous aider à réguler la population de vers à soies (Delbeek & Sprung, 1994 ; Carl, 2008).
- **Lutte biologique** : les espèces de labres peuvent aider à réguler la population de vers à soies aux premiers stades de leur développement. On a observé que l'escargot de mer *Bursa bufonia* consommait des polychètes errants (pour les espèces plus petites), tout comme le sar zébré (*Diplodus cervinus*), mais on ne le trouve qu'en Méditerranée et dans l'Atlantique, il n'est donc pas idéal d'introduire ce poisson dans un aquarium indo-pacifique (Knop, 2020 ; Leewis et al., 2009).

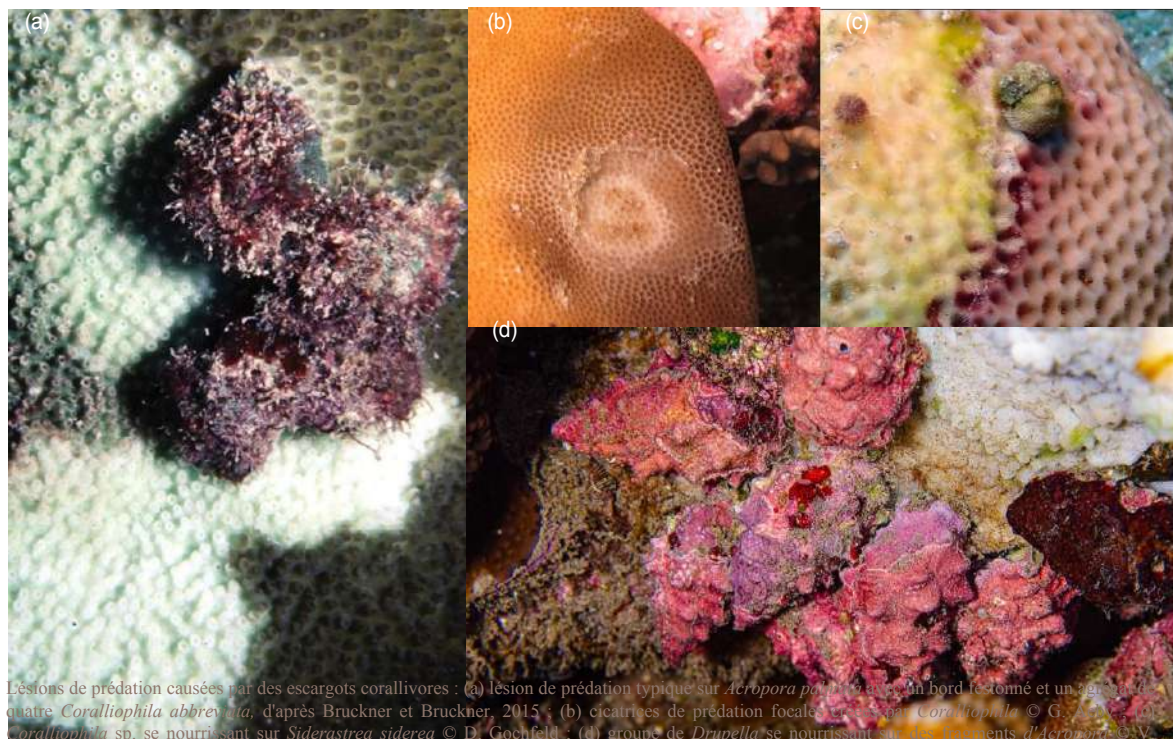
**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en introduisant un prédateur naturel.

## 4.1 Prédation et bioérosion

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

## Escargots

Les lésions sont généralement de forme ovoïde à irrégulière, avec des bords ondulés, exposant le squelette nu. La distribution des marques d'alimentation peut être focale, multifocale ou coalescente, mais les lésions s'étendent souvent à partir de la base des branches ou des bords de la colonie. De petits groupes de gastéropodes peuvent être observés autour des zones de perte de tissu ou se cachant à la base de la colonie ou dans les crevasses (Bruckner & Bruckner, 2015).



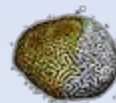
Lésions de prédation causées par des escargots corallivores : (a) lésion de prédation typique sur *Acropora polynesiensis* au bord festonné et un groupe de quatre *Coralliophila abbreviata*, d'après Bruckner et Bruckner, 2015 ; (b) cicatrices de prédation focales causées par *Coralliophila* © G. A. P. ; (c) *Coralliophila* sp. se nourrissant sur *Siderastrea siderea* © D. Gochfeld ; (d) groupe de *Drupella* se nourrissant sur les fragments d'*Acropora* © V. Chalias

### AGENTS CAUSAUX

Les escargots corallivores les plus courants dans les aquariums sont ceux des genres *Coralliophila* et *Drupella*. Ils ont tendance à occuper les coraux à ramification rapide (c'est-à-dire les acroporidés) et peuvent devenir très envahissants (Baums et al., 2003 ; Schoepf et al., 2010). Les espèces *Coralliophila* mesurent moins de 6 cm, ont une ouverture généralement violette et utilisent une trompe puissante pour déchirer les tissus coralliens (Robertson, 1970). Les espèces *Drupella* ont une coquille petite et épaisse qui se fonde dans les structures des récifs coralliens et se trouvent généralement en petits groupes sur une colonie (Johnson & Cumming, 1995). Comme le genre *Drupella*, *Jenneria pustulata* est un gastéropode qui peut tuer de grands coraux lorsqu'il se nourrit en groupe. Il gratte le tissu des colonies de coraux avec sa radula et se déplace tout en se nourrissant, exposant ainsi des zones de squelette blanc (Bruckner & Bruckner, 2015).

Parmi les autres espèces corallivores, plusieurs membres de la famille des Ovulidae se nourrissent de coraux mous et de gorgones. *Cyphonoma gibbosum*, une espèce bien connue dans l'Atlantique Ouest, se nourrit exclusivement de gorgones et peut retirer de grandes zones de tissu de ses proies (Lasker et al., 1988). *Epitonium* spp., *Qoyula* spp., *Rapa rapa* et *Heliacus areola* peuvent également causer fréquemment des problèmes en se nourrissant de coraux mous et de zoanthides (Delbeek & Sprung, 1994).

Certaines autres espèces herbivores peuvent devenir opportunistes lorsque leurs principales sources de nourriture se raréfient. La plupart de ces escargots ne peuvent pas se reproduire en aquarium car leurs larves sont planctoniques et sont éliminées par les filtres et les écumeurs du système, ce qui limite les dégâts (Knop, 2020).



Perte de tissu



Irrégulière



Ondulée



Focal



Multifocal



Coalescent

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Une fois l'agent causal identifié, voici les recommandations :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple consiste à retirer les organismes à la main, à l'aide d'une pince à épiler pour retirer les escargots des rochers et des coraux. Ils sont plus actifs la nuit ou tôt le matin, et se cachent dans les crevasses, sous les rochers et les colonies de coraux pendant la journée. Les pièges à escargots commerciaux ou les pièges DIY peuvent attirer les escargots avec de la nourriture à l'intérieur.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en évaluant la compatibilité

*Cyphonoma gibbosum* se nourrissant de la gorgone ramifiée *Eunicea* sp., d'après Bruckner et Bruckner, 2015



## 4.1 Prédation et bioérosion

### Nudibranches

#### DESCRIPTION DES LÉSIONS / SIGNES D'INFESTATION

Les lésions se caractérisent souvent par de petites zones focales, circulaires à irrégulières, de perte de tissu. Un autre signe d'infestation est la présence d'amas d'œufs en forme de spirale ou de ruban gélatineux, souvent fixés sur la face inférieure de surfaces coralliennes. Les lésions peuvent être associées à une inhibition de l'extension des polypes ou à une perte de couleur.

#### AGENTS CAUSAUX

Plusieurs espèces de nudibranches se nourrissent de coraux. Tout en consommant les tissus coralliens, elles ingèrent et stockent également les algues symbiotiques dans leurs cerates (excroissances dorsales et latérales du corps), qui imitent souvent la forme des polypes hôtes (Delbeek & Sprung, 1994). Les nudibranches sont généralement nocturnes, peuvent être difficiles à distinguer de leur environnement et la présence de multiples cératas peut constituer un bon indicateur visuel pour les détecter (Barton et al., 2020).

Les membres de la famille des Aeolidiidae (par exemple *Aeolidia*, *Aeolidiopsis*, *Aeolidiella* et *Phyllodesmium* spp.) possèdent de nombreux cératas et varient en taille, mais ils sont généralement plus grands que beaucoup d'autres familles de nudibranches. Ils ont tendance à cibler les coraux mous, laissant des plaques de tissus morts ou provoquant un blanchiment autour des zones touchées (Delbeek & Sprung, 1994).

Un exemple de camouflage extrêmement efficace est celui du nudibranche plat *Pinufius rebus*, qui se nourrit exclusivement de *Porites* spp (Rudman,

1982).



*Phestilla subobtusos* se nourrissant de *Porites cylindrica*, laissant une zone de perte de tissu (photo ci-dessus) et des grappes d'œufs blancs sur le squelette dénudé, d'après Adams, 2020. Photo de Jake Adams. Avec l'aimable autorisation de Reef Builders (reefbuilders.com)

Certaines espèces de Trinchetiidae comme *Tenellia* spp. (Wong et al., 2017) ou *Phestilla* spp. sont également connues pour se nourrir de colonies de coraux, *P. sibogae* se nourrissant exclusivement d'espèces *Porites* (Gochfeld & Aeby, 1997). Leur petite taille, combinée à leurs capacités de camouflage, peut les rendre difficiles à repérer sur leurs proies.

Les espèces *Dendronotus* et *Tritonia* sont couramment rencontrées dans les aquariums. Elles sont spécialisées dans les coraux mous et ont un corps allongé avec des cerates très ramifiés (Delbeek & Sprung, 1994).



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Il existe différentes méthodes pour éliminer les nudibranches indésirables :

- **Élimination manuelle** : comme ils fuient la lumière et sont bien camouflés, le meilleur moyen de les trouver pendant la journée est de repérer les colonies de coraux (principalement des coraux mous) dont les polypes ne sont pas ouverts. Sinon, une lampe torche à lumière rouge peut être utilisée pour les repérer dans l'obscurité, principalement dans les crevasses, à la base des colonies ou sur les rochers à côté des coraux (Knop, 2020). Vous pouvez utiliser des pincettes ou des forceps pour saisir les nudibranches sans endommager les tissus coralliens. Vous devez également rechercher les grappes d'œufs (petites spirales ou taches) sur la face inférieure de la surface du corail ou sur la zone du squelette exposée et les gratter délicatement. En cas d'infestation persistante pendant plusieurs mois et si les conditions le permettent, la fragmentation des coraux infectés semble produire de nouvelles colonies saines lorsqu'ils sont placés dans un aquarium sans prédateurs (Carl, 2008).
- **Trempage en eau douce** : un moyen efficace pour déloger rapidement les nudibranches des tissus coralliens par choc osmotique. Trempage de 5 à 10 secondes dans un bain d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température sont adaptés (Delbeek & Sprung, 1994). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer, à 15 ppt et pendant 3 minutes maximum (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à réduire au minimum le temps d'exposition. Vous pouvez éviter de le faire sur les coraux à petits polypes comme les acroporidés ou les xénidés. N'oubliez pas de rechercher les grappes d'œufs et de les gratter (ou de les éliminer au jet d'eau).
- **Traitement chimique** : un traitement courant contre les maladies ou les infections parasitaires en aquariophilie consiste à utiliser une solution de Lugol ou un autre produit à base d'iode. Dans un bac ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage, une agitation et un brossage de la colonie afin d'éliminer autant de mollusques et d'œufs que possible avant de rincer le corail à l'eau de mer claire. La procédure doit être répétée au moins une fois par semaine afin d'éliminer les juvéniles qui auraient pu éclore dans les jours suivants (Leewis et al., 2009). En cas d'infestation plus importante, le chlorhydrate de lévamisole est classé comme antihelminthique et peut paralyser les nudibranches. Le traitement doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre récipient, tel qu'un seau, afin de limiter les dommages causés aux autres invertébrés de l'aquarium. Pour détacher les nudibranches, un bain de 4 heures, à une concentration de 40 mg/L (par exemple 5,3 mL de 7,5 % de lévamisole dans 10 L d'eau de mer) est efficace. Comme les œufs ne sont pas affectés par le traitement, le corail doit être inspecté pendant le bain afin d'identifier et d'éliminer (par grattage ou jet d'eau) toute masse d'œufs visible. Après le traitement, la colonie est placée dans un deuxième seau contenant de l'eau de mer claire et secouée pendant 1 minute pour éliminer l'excès de lévamisole et les mollusques cachés (ou même à l'aide d'un jet d'eau). La colonie infestée doit ensuite être placée dans un bac de quarantaine et le traitement répété une fois par semaine pendant quatre semaines afin de permettre aux œufs restants d'éclore (Carl, 2008 ; Leewis et al., 2009).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les nudibranches, tels que CoralRx.

- **Lutte biologique** : certaines espèces de labres comme *Halichoeres chrysus* ou *Coris gaimard* (mais attention à ce dernier, qui n'hésite pas à retourner les rochers pour atteindre ses proies, sans se soucier des coraux environnants) (Knop, 2020). *Pseudocheilinus hexataenia* (Leewis et al., 2009), *Chaetodon auriga* (Gochfeld & Aeby, 1997)

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en introduisant un prédateur naturel.

## 4.2 Alliés et parasites d'

## Infestation par le ver plat acoèle



Changement de couleur



Multifocal

### DESCRIPTION DES LÉSIONS / SIGNES D'INFESTATION

La surface du corail est recouverte de vers plats brunâtres, charnus et ovoïdes de moins de 5 mm de long. Ces vers ne génèrent pas de lésions en tant que telles, car ils n'ont pas été observés en train de consommer des tissus coralliens. Cependant, ils colonisent la surface et peuvent causer du stress en ombrageant la colonie de coraux.

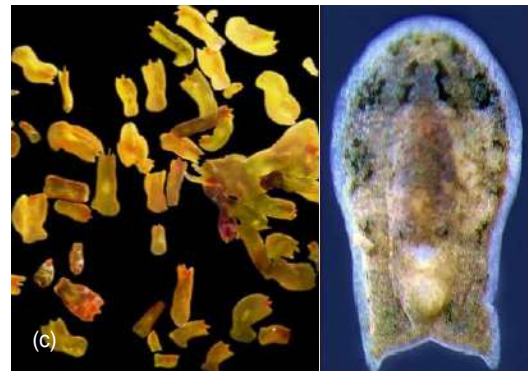


Infestations par des vers plats acoèles. Anémones champignons et corallites de quelques planaires (à gauche) et une forte densité de *Turbinaria* sp. à forte densité (à droite) © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel.

### AGENTS CAUSAUX

Les acoels infestant les coraux sont probablement très répandus dans le milieu marin (Ogunlana et al., 2005). *Convolutriloba* est un genre principalement décrit dans les aquariums marins. Les *Convolutriloba retrogemma* sont des vers plats brun rougeâtre au corps oblong, ou en forme de « bouclier ». Ils peuvent être confondus avec l'espèce de ver plat *Heterochaerus australis*, qui a un corps oblong avec deux appendices caudaux (Hendelberg & Akesson, 1988). Ces deux genres se trouvent sur divers substrats dans les aquariums et peuvent proliférer rapidement (Barton et al., 2020). Le développement excessif de *Convolutriloba* semble être lié à une saturation en oxygène très élevée dans l'aquarium. En d'autres termes, un déséquilibre entre la production d'oxygène par les algues et la consommation d'oxygène par le métabolisme des animaux. Il s'agit généralement de bassins riches en algues et pauvres en poissons (Knop, 2020). Le genre *Waminoa* est couramment trouvé dans les aquariums et abrite plusieurs morphotypes, allant d'une forme discoïde à une forme « molaire » (Kunihiro et al., 2019). Ils colonisent

de préférence les coraux hôtes, sur lesquels ils peuvent avoir des effets négatifs en consommant le mucus corallien, en inhibant



Les principaux genres de vers plats acoèles rencontrés dans les aquariums sont (a) *Convolutriloba* de Shannon, 2007, (b) *Heterochaerus* d'Achatz et Hooze, 2006 et (c) *Waminoa* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel.

la photosynthèse des algues symbiotiques (Barneah et al., 2007) et consomment le zooplancton piégé dans les polypes coralliens polypes coralliens (Wijgerde et al., 2012). Leur multiplication peut être favorisée par des niveaux élevés de phosphates dans l'aquarium (Knop, 2020).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Il existe plusieurs méthodes pour éliminer ces parasites :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple dans un cas isolé consiste à retirer la colonie infectée du bac et à la secouer vigoureusement dans un autre volume d'eau de mer. Les vers plats restants peuvent être éliminés à l'aide d'un pinceau doux, puis aspirés (Delbeek & Sprung, 1994). Un moyen très efficace d'éliminer les vers récalcitrants consiste à exposer la surface de la colonie à un courant fort (en dirigeant une pompe vers le corail infesté) ou à utiliser des jets d'eau de mer (à l'aide d'une sortie d'eau de mer ou d'une seringue).
- **Trempage dans l'eau douce** : un moyen efficace pour déloger rapidement les vers plats des tissus coralliens par choc osmotique. Trempage de 5 à 10 secondes dans un bain d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température sont adaptés (Delbeek & Sprung, 1994). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer à 15 ppt pendant 3 minutes maximum (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à réduire au minimum le temps d'exposition. Vous pouvez éviter de le faire sur les coraux à petits polypes (c'est-à-dire les acroporidés) ou les xénidés.
- **Traitement chimique** : un traitement courant contre les maladies ou les infections parasitaires en aquariophilie consiste à utiliser une solution de Lugol ou un autre produit à base d'iode. Dans un bac ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer autant de vers plats que possible avant de rincer le corail à l'eau de mer claire et de le remettre dans son aquarium (Leewis et al., 2009). Le chlorhydrate de lévamisole est classé comme un antihelminthique et est relativement efficace pour tuer de nombreuses espèces de vers plats. Le traitement doit être effectué sur la colonie isolée dans un bac de traitement ou un seau afin de limiter les dommages causés aux autres invertébrés de l'aquarium. Pour détacher les vers plats acoels, un bain de 5 minutes à une concentration de 22,5 mg/L (par exemple 3 ml de 7,5 % de lévamisole dans 10 L d'eau de mer) est très efficace. Après le traitement, la colonie est placée dans un deuxième seau contenant de l'eau de mer claire et agitée doucement pendant 1 minute afin d'éliminer l'excès de lévamisole et les vers (Leewis et al., 2009). La colonie de coraux peut ensuite être replacée en toute sécurité dans son aquarium.

Il convient de noter que ces *Convolutriloba* libèrent des toxines lorsqu'ils meurent, il est donc préférable de les éliminer autant que possible. autant que possible en les siphonnant avant le traitement (Delbeek & Sprung, 1994).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les vers plats, tels que CoralRx, Blue Life Flatworm Control ou Flatworm eXit.

- **Lutte biologique** : Certaines espèces de labres comme *Halichoeres leucurus*, *H. melanurus*, *H. chrysus*, *Pseudocheilinus hexataenia* ou les dragonets *Synchiropus* spp. semblent efficaces pour réduire les populations de vers plats. Les nudibranches du genre *Chelidonura* sont des prédateurs de *Convolutriloba* et *Waminoa*, mais leur durée de vie en aquarium est limitée car leurs larves ne se développent pas dans les aquariums récifaux. Ils ne constituent donc pas un moyen de lutte durable (Carl, 2008 ; Delbeek & Sprung, 1994).

**Prévention** : en réduisant le niveau de phosphates dans l'aquarium, en rééquilibrant le rapport algues/animaux, en limitant les charges en nutriments, en ajoutant un courant d'eau fort et en écumant, en introduisant un prédateur naturel.

## 4.2 Alliés et parasites

## Infestation par le ver plat plathyhelminthique

## DESCRIPTION DES LÉSIONS / SIGNES D'INFESTATION

Les lésions visibles se caractérisent par de petites cicatrices alimentaires circulaires multifocales qui peuvent fusionner. Un autre signe d'infestation est la présence d'amas d'œufs rougeâtres sur le squelette nu du corail. Les vers sont difficiles à distinguer du tissu corallien, car ils ont tendance à vivre dans les parties cryptiques et inférieures des colonies coralliennes.



Infestation par des vers plats plathyhelminthes. La photo ci-dessus montre les traces d'alimentation typiques de *Prosthlostomum acroporae*, avec cinq vers plats camouflés et une petite plaque d'œufs (coin inférieur gauche) posée sur la colonie. La photo ci-dessous montre des masses d'œufs rougeâtres sur un squelette dénué, tirée de Walters, 2017. Photo d'Andrea Ehlers. Avec l'aimable autorisation de Reef Builders (reefbuilders.com).

Le NAEFW est un nouveau ver plat mangeur d'*Acropora* récemment découvert qui se nourrit également de coraux, dont l'apparence diffère de celle de l'AEFW. Beaucoup plus petit (3 mm de long) et plus foncé (brun violacé), de forme ovoïde, il se trouve sur les branches d'*Acropora* où il se nourrit des tissus et des algues symbiotiques (Wang et al., 2019).

Macrophotographie de *Prosthlostomum acroporae*, tirée de Barton, 2020

## AGENTS CAUSAUX

*Prosthlostomum acroporae* (anciennement *Amakusaplana acroporae*), également connu sous le nom d'Acropora Eating Flatworms (AEFW), est une espèce de plathyhelminthes largement signalée dans la communauté aquacole corallienne (Delbeek & Sprung, 2005) et également signalée par Rawlinson et Stella (2012) dans la nature. Ce prédateur se nourrit exclusivement d'espèces *Acropora* et peut entraîner la mort rapide des colonies dans les aquariums récifaux. Les formes adultes mesurent 6 à 17 mm de long, sont de forme ovale et semblent translucides avec des taches brunes, car elles consomment les tissus coralliens et leurs algues symbiotiques (Rawlinson et al., 2011).

*Prosthlostomum montiporae* présente une écologie similaire à celle de l'AEFW, mais est un ectoparasite obligatoire de *Montipora* spp. Il mesure environ 12 mm de long et sont translucides avec des taches brunes, car il se nourrit des tissus coralliens et de leurs algues symbiotiques (Jokiel & Townsley, 1974). Les capsules ovulaires sont plus petites et peuvent être plus difficiles à détecter que celles de *P. acroporae* (Barton et al., 2020).



Perte de tissu



Multifocal



Coalescent



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Il existe plusieurs méthodes pour éliminer ces parasites :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple dans un cas isolé consiste à retirer la colonie infectée du bac et à la secouer vigoureusement dans un autre volume d'eau de mer. Les vers plats restants peuvent être éliminés à l'aide d'un pinceau doux, puis aspirés (Delbeek & Sprung, 1994). Un moyen très efficace d'éliminer les vers récalcitrants consiste à exposer la surface de la colonie à un courant fort (en dirigeant une pompe vers le corail infesté) ou à utiliser des jets d'eau de mer (à l'aide d'une sortie d'eau de mer ou d'une seringue).
- **Trempage dans l'eau douce** : un moyen efficace pour déloger rapidement les vers plats des tissus coralliens par choc osmotique. Trempage de 5 à 10 secondes dans un bain d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température sont adaptés (Delbeek & Sprung, 1994). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer à 15 ppt pendant 3 minutes maximum (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à réduire au minimum le temps d'exposition. Vous pouvez éviter de le faire sur les coraux à petits polypes (c'est-à-dire les acroporidés) ou les xénidés.
- **Traitement chimique** : Dans le cas de l'AEF, il est préférable d'utiliser du lévamisole dès les premiers signes d'infestation. Le chlorhydrate de lévamisole est classé comme anthelminthique et est relativement efficace pour tuer de nombreuses espèces de vers plats. Le traitement doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre récipient, tel qu'un seau, afin de limiter les dommages causés aux autres invertébrés de l'aquarium. Pour éliminer les vers plats *Prosthiosomum*, un bain d'une heure à une concentration de 40 mg/L (par exemple 5,3 ml de lévamisole à 7,5 % dans 10 L d'eau de mer) est efficace. Comme les œufs ne sont pas affectés par le traitement, le corail doit être inspecté pendant le bain afin d'identifier et d'éliminer (par grattage ou jet d'eau) toute masse d'œufs visible. Après le traitement, la colonie est placée dans un deuxième seau contenant de l'eau de mer claire et agitée doucement pendant 1 minute pour éliminer l'excès de lévamisole et les vers. La colonie infestée doit ensuite être placée dans un bac de quarantaine et le traitement répété une fois par semaine pendant quatre semaines afin de permettre aux œufs restants d'éclore (Carl 2008, Leewis et al., 2009). Un autre anthelminthique, le praziquantel, a été proposé par Barton et al., 2021, à une concentration de 50 mg/L pour une immersion d'une heure. Ce produit est moins nocif que le lévamisole, mais il est peu soluble dans l'eau de mer (solution mère diluée dans de l'éthanol à 100 %) et un peu plus cher. Le bain de Lugol ou d'autres bains à base d'iode peuvent également être utilisés. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer autant de vers plats que possible avant de rincer le corail à l'eau de mer claire (Leewis et al., 2009). Trempez le corail une fois par semaine pendant quatre semaines et veillez à éliminer toute trace d'œufs (Carl, 2008).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les vers plats, tels que CoralRx, Two Little Fishies Revive ou Flatworm eXit.

- **Lutte biologique** : Diverses espèces de poissons telles que *Pseudochromis* spp., les syngnathidés (Syngnathidae) ou les dragonets *Synchiropus* spp. peuvent constituer un moyen naturel d'éradiquer une infestation de *Prosthiosomum* à ses débuts (Carl, 2008). Barton et al. (2020) ont démontré que la crevette poivre *Lysmata vittata* et le labre à six lignes *P. hexataenia* sont tous deux efficaces pour réduire la population de *P. acroporae*, à la différence que la crevette consomme également les œufs d'AEFW.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en introduisant un prédateur naturel.

## 4.2 Alliés et parasites

## Punaises rouges / Punaises noires d'

### DESCRIPTION DES LÉSIONS / SIGNES D'INFESTATION

Les colonies fortement infestées présentent au moins deux des symptômes suivants : lésion tissulaire avec perte de tissu se propageant vers le haut à partir de la base du corail, extension anormale des polypes, perte généralisée de pigmentation, production élevée de mucus et/ou perte de coloration distale dans les corallites axiaux, suggérant une perturbation de la croissance coloniale (Christie et Raines, 2016). De petits crustacés (généralement de moins de 1 mm), de couleur rouge à grisâtre, peuvent être visibles à la surface du



Insectes rouges (*Tegastes acropornus*) se nourrissant sur *Acropora* sp. tiré de *Acropora Red Bugs*, 2016. Photo gracieusement fournie par [www.reefs.com](http://www.reefs.com)

### AGENTS CAUSAUX



Focus sur *Tegastes* sp. © E. Borneman, tiré de Borneman, 2004

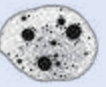
Plus de 300 espèces de copépodes ont été identifiées comme vivant en symbiose avec les coraux scléactiniaires (Cheng et al., 2016). Les copépodes associés aux coraux peuvent être divisés en trois groupes principaux en fonction de leurs niches écologiques respectives : les copépodes galligènes (cf. fiche suivante), les copépodes ectoparasites et les copépodes endosymbiotiques (Barton et al., 2020).

Les copépodes ectoparasites sont observés dans les environnements récifaux naturels, vivent sur l'épiderme des coraux et consomment vraisemblablement des tissus coralliens et du mucus (Cheng et al., 2016). Le genre *Tegastes* a été essentiellement décrit dans les aquariums et est connu sous le nom de « punaises rouges » ou « punaises noires » (Riddle, 2010). Ils agissent comme des irritants pour l'hôte et peuvent entraîner la mortalité des coraux en cas d'infestation grave (Carl, 2008).

Les Xarafidae sont un groupe de copépodes endosymbiotiques qui vivent dans les cavités gastrovasculaires des polypes coralliens et peuvent consommer leurs algues endosymbiotiques. On ne sait toujours pas si ces copépodes sont commensaux ou s'ils ont un impact négatif sur leur hôte (Cheng & Dai, 2010).



Changement de couleur



Multifocaux

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Il existe plusieurs méthodes pour éliminer ces parasites :

- **Traitement chimique** : La milbémycine oxime est un médicament contre les vers du cœur chez les chiens. Elle donne de bons résultats à une concentration de 0,016 mg/L pour un bain de 5 à 7 heures. Les coraux peuvent être traités soit dans le bac d'exposition, soit séparément, mais cela affectera toute autre coquille à base de chitine et les crustacés peuvent être perdus pendant le traitement. Essayez d'enlever les crabes et les crevettes ornementaux et mutualistes pendant la durée du bain. À la fin, une filtration au charbon et un petit changement d'eau (25 % du volume) sont recommandés. Le nombre de traitements peut varier en fonction de la gravité de l'infestation, allant d'une à deux fois par semaine pendant trois semaines (Carl, 2008 ; Sprung & Delbeek, 2005). Le bain de Lugol ou d'autres bains à base d'iode peuvent également être utilisés. Dans un bac ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer tous les copépodes avant de rincer le corail à l'eau de mer claire (Leewis et al., 2009).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les vers plats, tels que CoralRx ou Revive Coral Cleaner.

- **Lutte biologique** : les petits labres (par exemple *Pseudocheilinus hexataenia*), les syngnathes (Syngnathidae), les dragonets *Synchiropus* spp ou les crabes symbiotiques *Trapezia* spp. peuvent constituer un moyen naturel de limiter le développement des populations de copépodes (Carl, 2008).

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en introduisant un prédateur naturel.

*Synchiropus splendidus* se nourrit de petits crustacés, notamment de copépodes parasites © Institut océanographique de Monaco, M. Dagnino.

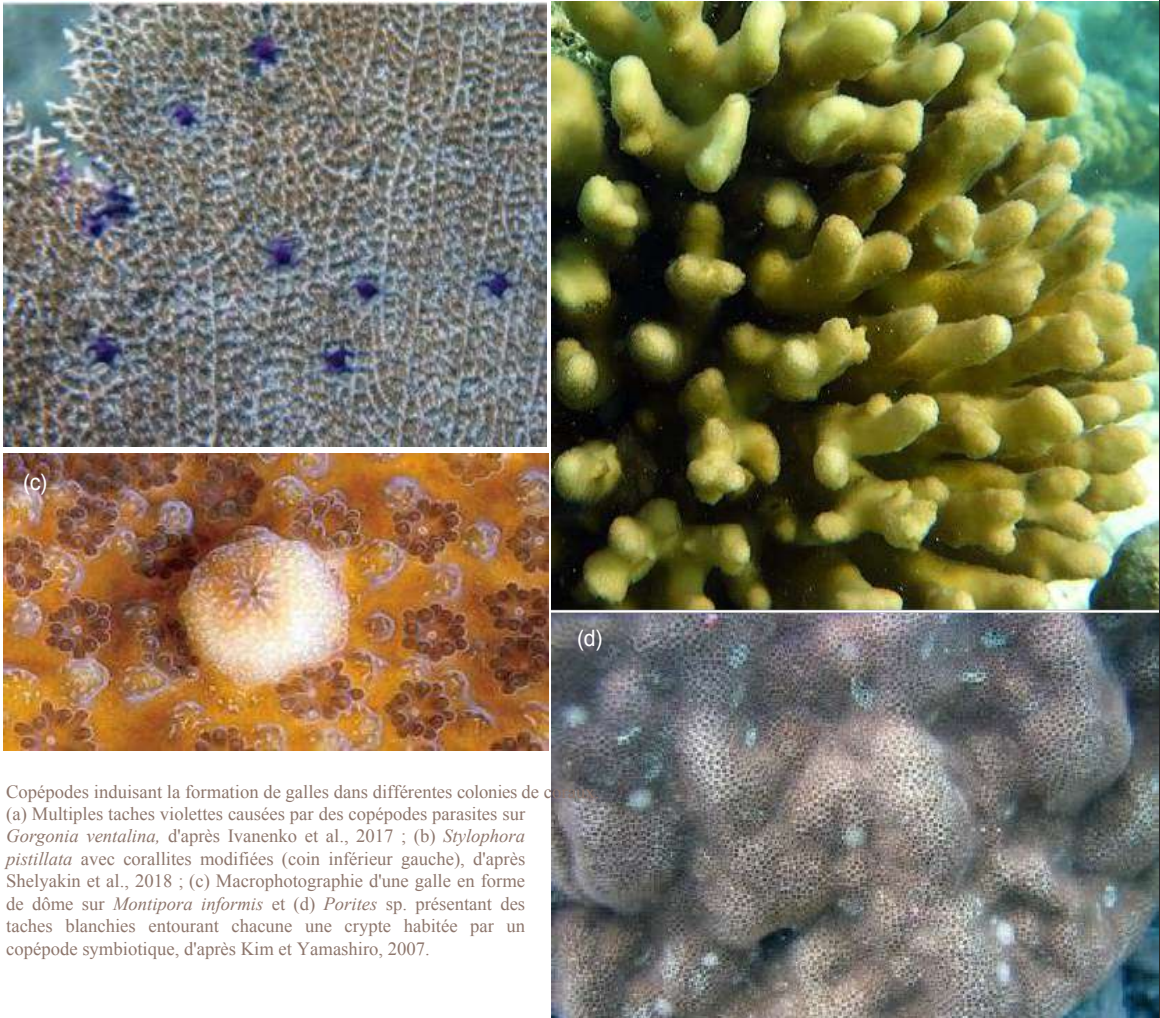


## 4.2 Alliés et parasites

## Copépodes gallicoles

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Éléments protubérants focaux à multifocaux (galles), résultant principalement d'une modification tubulaire des corallites (Ivanenko et al., 2014), et/ou taches blanches entourant chaque crypte habitée sur la colonie corallienne. Les ouvertures des fossettes sont ovales, mesurent moins de 1 mm et sont recouvertes d'une fine membrane, ce qui les rend difficiles à distinguer (Kim & Yamashiro, 2007).



Copépodes induisant la formation de galles dans différentes colonies de corail. (a) Multiples taches violettes causées par des copépodes parasites sur *Gorgonia ventalina*, d'après Ivanenko et al., 2017 ; (b) *Stylophora pistillata* avec corallites modifiées (coin inférieur gauche), d'après Shelyakin et al., 2018 ; (c) Macrophotographie d'une galle en forme de dôme sur *Montipora informis* et (d) *Porites* sp. présentant des taches blanches entourant chacune une crypte habitée par un copépode symbiotique, d'après Kim et Yamashiro, 2007.

### AGENTS CAUSAUX

Les copépodes gallicoles mesurent souvent moins de 1 mm de long et sont des symbiotes obligatoires des invertébrés marins, y compris les coraux (Cheng et al., 2016). Toutes les espèces ne provoquent pas de protubérances à la surface de la colonie, mais peuvent, par exemple, induire des taches blanches entourant chaque crypte (Kim & Yamashiro, 2007). L'impact potentiel de ces copépodes symbiotiques sur l'état des coraux hôtes reste inconnu ; néanmoins, l'installation des copépodes induisant des galles est susceptible de provoquer une forme de stress physiologique chez le corail hôte (Dojiri, 1988). Une liste des copépodes affectant les hexacoralliaires a été publiée en 2021 par Korzhavina O. et Ivanenko V. (2021) dans : *Global diversity and distributions of symbiotic copepod crustaceans living on hexacorallians*.



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Changement de couleur



Focale



Multifocale

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des copépodes est élevée et menace la colonie hôte. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires en place, car ils ont un impact minimal sur la santé des coraux.

Aucune solution n'est mentionnée dans la littérature, mais voici une suggestion de traitement relativement non invasif à essayer :

- **Élimination manuelle** : cette méthode est une opération délicate, car elle nécessite un peu d'habileté pour limiter l'impact sur la colonie. Elle consiste à retirer le copépode encapsulé dans le squelette ou les tissus en creusant à l'aide d'un pic, d'un scalpel ou d'une petite pince. Un bain à base d'iode est recommandé après la manipulation pour désinfecter le corail.
- **Traitement chimique** : un bain de Lugol ou autre bain à base d'iode peut également être utilisé. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir de meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer tous les copépodes avant de rincer le corail à l'eau de mer claire (Leewis et al., 2009).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les vers plats, tels que CoralRx ou Revive Coral Cleaner.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux.

## 4.2 Alliés et parasites

## Crabes gallicoles

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Dépansions focales à multifocales ou éléments saillants (galle) sur une colonie de corail associés à de petites cavités dans le squelette. La morphologie des cavités varie de croissant à circulaire ou irrégulière. Les lésions peuvent être associées à une perte minimale de tissu ou à la colonisation d'algues autour de l'ouverture.



Dommages au squelette



Anomalie de croissance



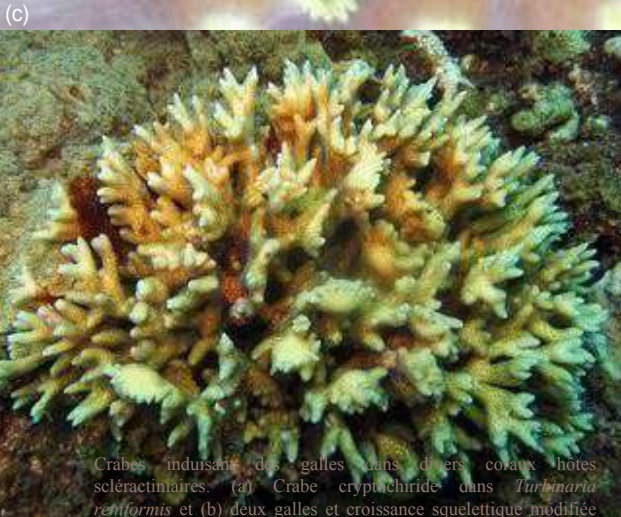
Perte de tissu



Focale



Multifocale



Crabes induisant des galles dans divers coraux hôtes scléractiniaires. (a) Crabe cryptochiride dans *Turbinaria reniformis* et (b) deux galles et croissance squelettique modifiée sur *Danafungia horrida* © B.W. Hoeksema, tiré de van der Schoot et Hoeksema, 2024 ; (c) Une colonie de *Seriatopora* sp. présentant plusieurs galles à différents stades de développement, tiré de Terrana et al., 2016 ; Habitations de crabes gallicoles dans (d) *Colpophyllia natans* et ouverture caractéristique en forme de croissant, (e) *Orbicella franksi* associée à des habitations de crabes gallicoles et (f) *Meandrina meandrites* avec colonisation algale © S.E.T van der Meij, tiré de van der Meij, 2014.



### AGENTS CAUSAUX

Les crabes gallicoles appartiennent à la famille des Cryptochiridae, mesurent souvent moins de 1 cm et sont des symbiotes obligatoires des coraux scléractiniaires (Wei et al., 2013). Ils vivent dans des terriers ou des cavités (fosses) à l'intérieur du squelette corallien et se nourrissent de mucus corallien (Kropp, 1986), de particules organiques et de plancton (Abelson et al., 1991). Il n'y a pas de consensus sur la question de savoir si les cryptochiridés sont parasites ou commensaux (Terrana et al., 2016), mais certains ont avancé qu'ils pourraient inhiber le taux de croissance des coraux (Simon-Blecher et al., 1999) car ils peuvent provoquer des changements localisés dans les tissus coralliens en réduisant la croissance ou en entraînant une nécrose tissulaire.

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des crabes est élevée et menace la colonie hôte. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires en place, car ils ont un impact minimal sur la santé du corail.

Aucune solution n'est mentionnée dans la littérature, mais voici une suggestion de traitement relativement non invasif à essayer :

- **Traitement chimique** : un bain de Lugol ou autre bain à base d'iode peut également être utilisé. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir de meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer tous les crabes avant de rincer le corail à l'eau de mer claire (Leewis et al., 2009).

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour éradiquer les vers plats, tels que CoralRx ou Revive Coral Cleaner.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux.



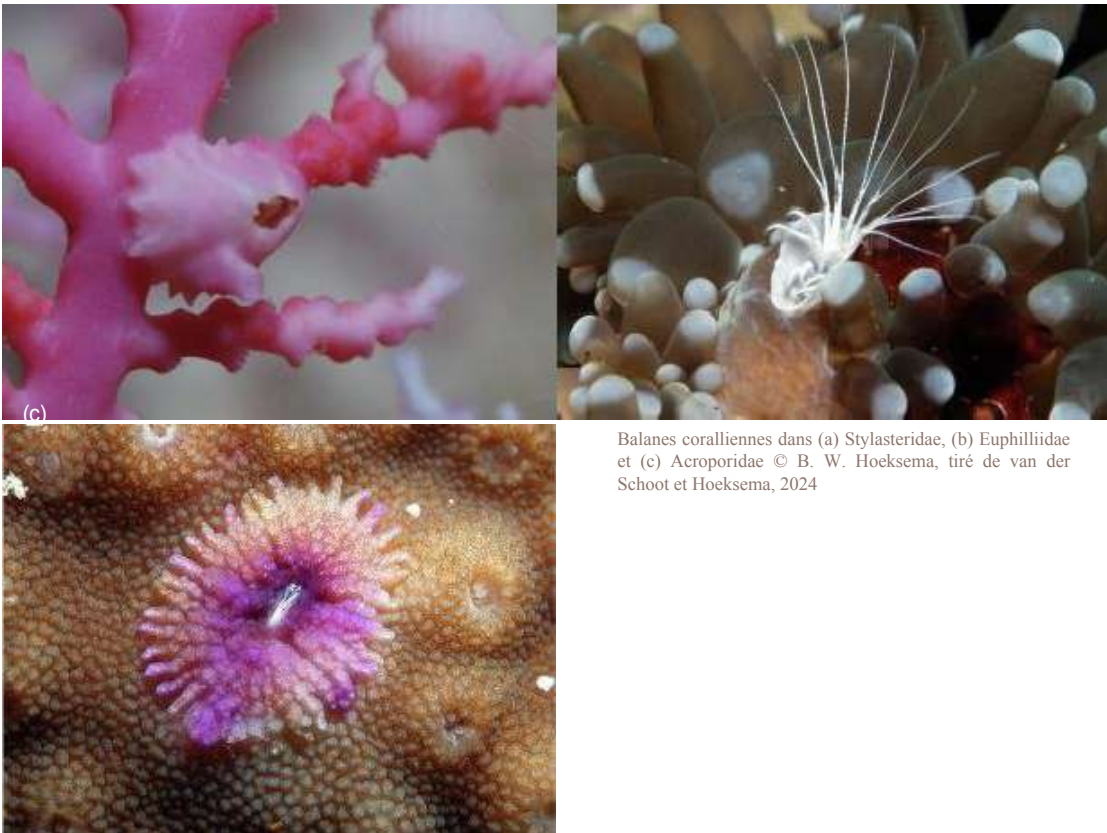
Exemple d'espèces cryptochiridées associées au corail scléactiniaire © S.E.T. van der Meij, tiré de van der Meij et Shubart, 2014.

## 4.2 Alliés et parasites

## Coraux e bernacles

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Ouvertures focales à multifocales de quelques millimètres dans la colonie, associées à une plaque calcifiée environnante qui peut être incrustée dans le squelette corallien ou légèrement dépasser de la surface. L'opercule est souvent visible sous la forme d'une petite fente lorsque les organismes rétractent leur appareil alimentaire (ou cirres). La plupart du temps, les filets cirriens s'étendent à travers les ouvertures et se distinguent facilement du reste de la colonie corallienne (Anderson, 1992).



Balanes coralliennes dans (a) Stylasteridae, (b) Euphilliidae et (c) Acroporidae © B. W. Hoeksema, tiré de van der Schoot et Hoeksema, 2024

## AGENTS CAUSAUX

Les balanes coralliennes appartiennent à la famille des Pyrgomatidae et sont des symbiotes obligatoires des coraux scléactiniaires (Anderson, 1992). À l'exception du genre *Hoekia*, elles se nourrissent par suspension et échangent des nutriments avec leurs hôtes, ce qui fait que leur relation symbiotique est considérée comme mutualiste (Cook et al., 1991). Ils sont nichés entre les polypes de la colonie, leur coquille calcifiée étant généralement située au même niveau que la surface du corail et recouverte de tissu corallien. Les espèces *Hoekia* ont un appareil alimentaire adapté pour se nourrir directement du tissu corallien et peuvent compromettre la santé de la colonie (Ross & Newman, 1969 ; Ross, 2000).



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Focale



Multifocale

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des balanes est élevée et menace la colonie hôte, car la colonisation des larves peut induire une réponse physiologique de l'hôte, telle que des mécanismes de défense (Liu et al. 2016). Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires s'installer là où ils sont, car ils ont un impact minimal sur la santé du corail.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple et probablement la moins invasive consiste à sceller les plaques operculaires. Il suffit d'appliquer une ou deux gouttes de résine époxy ou de gel cyanoacrylate sur les plaques operculaires du balan et de laisser sécher le scellement pendant 2 à 3 minutes. La colonie peut ensuite retourner dans l'aquarium. Une autre méthode, un peu plus délicate, consiste à détruire le balan à l'aide d'un pic à glace. L'utilisation d'un Dremel® peut être plus efficace pour les colonies fragiles.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux.

## 4.2 Alliés et parasites

## Vers escargots

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Ouvertures focales à multifocales d'environ 5 mm de diamètre pouvant dépasser de la surface de la colonie, avec une structure « en forme de doigt » (Bergsma, 2009). Les tubes sont souvent partiellement ou entièrement recouverts d'algues vertes ou rouges, parfois uniquement de tissu corallien. L'ouverture circulaire est obstruée par un opercule et souvent associée à des filets de mucus qui s'étendent sur la colonie (Hadfield et al., 1972).



Tube d'un escargot vermétidé entièrement recouvert par le tissu corallien d'un *Montipora* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel

Escargot vermétidé incrusté dans un *Porites* avec un réseau muqueux s'étendant sur la colonie © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel

Tubes striés visibles de vermétidés sur une autre colonie © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## AGENTS CAUSAUX

Membres de la famille des Vermetidae, les escargots vers sont des habitants courants des récifs coralliens, où ils vivent dans une coquille en forme de tube qui peut être incrustée dans une colonie de corail ou d'autres substrats. Le tube dépasse généralement de la surface et est souvent entouré de tissus coralliens morts ou d'algues. Les vermétidés sont des filtreurs qui piègent les particules dans des sécrétions muqueuses en forme de filet (Hughes & Lewis, 1974). Leurs deux tentacules sont visibles lorsque leur opercule est partiellement fermé. Ils peuvent irriter et stresser les polypes environnants et peuvent altérer la croissance et la survie de la colonie à forte densité (Shima et al., 2010). Comme d'autres organismes foreurs, ils peuvent affaiblir l'intégrité structurelle des coraux, qui peuvent alors se briser plus facilement.



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Focale



Multifocale

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des vermetidés est élevée et menace la colonie hôte. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires s'installer là où ils sont, car ils ont un impact minimal sur la santé du corail.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple et probablement la moins invasive consiste à sceller la plaque operculaire. Il suffit d'appliquer quelques gouttes de résine époxy ou de gel cyanoacrylate sur l'opercule et de laisser sécher le scellement pendant 2 à 3 minutes. Vous pouvez essayer de couper la partie du tube qui dépasse de la colonie avant d'appliquer le produit. La colonie peut ensuite retourner dans l'aquarium.
- **Lutte biologique** : les escargots bourdons (*Engina mendicaria*) sont connus pour se nourrir d'escargots vermetidés et peuvent contribuer à réduire leur population en cas d'infestation modérée (Sheppard, 2023).

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en réduisant leur alimentation ou en introduisant un prédateur naturel.

## 4.2 Alliés et parasites

## Datemoles

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Ouvertures focales à multifocales de quelques millimètres dans la colonie, caractérisées par une forme en « huit », en « haltère » ou ovale. Certains trous peuvent être tapissés d'une couche calcaire blanche excrétée par les moules et former un tube qui peut dépasser légèrement de la surface de l'hôte (Hoeksema et al., 2022).

Nombreux orifices de forage de moules de date sur une colonie de *Cyphastrea kausti* (ci-dessus) et exemple d'une moule de forage logée à l'intérieur d'un corail champignon (ci-dessous) © B. W. Hoeksema, tiré de van der Schoot et Hoeksema, 2024

## AGENTS CAUSAUX

Les moules datées appartiennent à la famille des Lithophaginae et sont connues pour s'enfouir dans différents substrats calcaires (par exemple, récifs, coquillages, structures artificielles) pour s'abriter (Owada, 2007). Pour se nourrir et respirer, les moules inspirent et expirent l'eau de mer environnante à travers une paire de siphons, qui s'ouvrent à la surface du corail et forment une ouverture ovale ou en « huit » (Hoeksema et al., 2022). Comme d'autres organismes foreurs, elles peuvent affaiblir l'intégrité structurelle des coraux, qui peuvent alors se briser plus facilement (Scott & Risk, 1988).



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Focale



Multifocale

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des moules dateurs est élevée et menace la colonie hôte. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires en place, car ils ont un impact minimal sur la santé du corail.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple et probablement la moins invasive consiste à boucher les ouvertures des trous de forage. Il suffit d'appliquer quelques gouttes de résine époxy ou de gel cyanoacrylate dans les trous et de laisser sécher le joint pendant 2 à 3 minutes. La colonie peut ensuite retourner dans l'aquarium.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux.

## 4.2 Alliés et parasites

## Vers tubicoles

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Ouvertures focales à multifocales de quelques millimètres dans la colonie associées à un tube calcifié qui peut être incrusté dans le squelette du corail ou dépasser partiellement de la surface. Lorsque les organismes rétractent leur appareil alimentaire (ou couronne radiolaire), l'opercule est souvent visible sous la forme d'une ouverture souvent ornée d'épines et pouvant être recouverte de plusieurs types d'épibiontes, comme des algues ou des éponges. La plupart du temps, les radioles s'étendent à travers les ouvertures et se distinguent facilement du reste de la colonie corallienne.



## AGENTS CAUSAUX

Les vers tubicoles appartiennent à la famille des Serpulidae. Ce sont des vers sédentaires qui sécrètent des tubes calcaires, nichés entre les polypes de la colonie, complètement ou partiellement enfouis. Également connus sous le nom de « vers sapins de Noël », ils projettent des structures alimentaires bilobées et des branchies (couronne radiolaire) dans la colonne d'eau pour se nourrir par filtration (Bok et al., 2017). La plupart des serpulidés ont un opercule qu'ils ferment lorsqu'ils rétractent leur couronne radiolaire. La famille des Sabellidae, connue sous le nom de « vers éventails », est également un groupe important de vers vivant à l'intérieur de tubes creusés dans les colonies de coraux (van der Schoot & Hoeksema, 2024). Comme d'autres organismes foreurs, ils peuvent affaiblir l'intégrité structurelle des coraux, qui peuvent alors se briser plus facilement. Ils peuvent également irriter et stresser les polypes environnants et être nuisibles à forte densité (Hoeksema et al., 2019 ; 2022).



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Focale



Multifocale

Exemple de ver serpulidé avec sa couronne radiolaire bilobée et l'opercule à l'avant des structures sur *Pavona varians* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel.

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des vers tubicoles est élevée et menace la colonie hôte. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits locataires en place, car ils ont un impact minimal sur la santé des coraux.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple et probablement la moins invasive consiste à sceller l'opercule ou l'ouverture du trou de forage. Il suffit d'appliquer quelques gouttes de résine époxy ou de gel cyanoacrylate dans les trous et de laisser sécher le joint pendant 2 à 3 minutes. La colonie peut ensuite retourner dans l'aquarium.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux.

*Macropharyngodon bipartitus* est un labre carnivore qui se nourrit de petits invertébrés tels que des crustacés, des vers et des mollusques. Il pourrait s'avérer utile pour réduire la population d'organismes indésirables © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel.



## 4.2 Alliés et parasites

## Polychètes sédentaires et errants

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Les lésions visibles se présentent généralement sous la forme d'ouvertures focales à multifocales de quelques millimètres qui peuvent s'élever à la surface de la colonie en raison de la croissance combinée des tubes des vers et des tissus de l'hôte. Chez les vers spionidés, une paire de palpes ondule souvent à partir du tube.



Macrophotographie d'un petit ver syllide se nourrissant de *Montastrea cavernosa*, spécimen vivant rampant sur le corail (à gauche) et s'introduisant dans la cavité gastrique d'un polype fermé (photos 1 et 2 tirées de Martin et al., 2015, © Cynthia R Abgarian, photo 3 © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel).

### AGENTS CAUSAUX

Plusieurs polychètes sédentaires sont connus pour creuser des galeries dans les squelettes coralliens, en particulier ceux des familles Spionidae et Eunicidae. Comme d'autres organismes foreurs, ils peuvent affaiblir l'intégrité structurelle des coraux, qui peuvent alors se briser plus facilement (Molodtsova et al., 2016). Leur régime alimentaire varie selon les genres, mais les vers sédentaires sont principalement détritivores, tandis que plusieurs espèces peuvent s'enfouir dans les éponges, les coraux mous ou les coraux durs et consommer les tissus de ces invertébrés. Les vers à soies sont principalement des charognards et peuvent être bénéfiques dans les aquariums pour le cycle des nutriments (Delbeek & Sprung, 1994). Les polychètes errants, tels que ceux de la famille des Syllidae ou des Nereididae, sont principalement carnivores à omnivores et peuvent être nuisibles dans les aquariums (Martin et al., 2015), car ils se nourrissent à la fois de tissus coralliens, d'autres petits invertébrés et de poissons (Knop, 2020). Le ver de feu *H. carunculata* est un prédateur vorace des coraux. Une description des lésions associées est disponible dans la fiche technique n° 9.



Lésions squelettiques



Anomalie de croissance



Focale



Multifocal

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Des solutions d'éradication peuvent être envisagées si la densité des polychètes est élevée et menace les colonies de coraux. Sinon, nous suggérons de laisser ces petits organismes en place, car ils ont un impact minimal sur la santé des coraux.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- **Élimination manuelle** : L'élimination manuelle des vers errants de grande taille est le meilleur moyen de réduire la population de polychètes. En plaçant un récipient facile à fermer au fond de l'aquarium avec un appât tel que des palourdes, vous trouverez probablement quelques vers après quelques heures dans l'obscurité, que vous pourrez alors piéger et éliminer. Sachez que ces vers peuvent infliger des morsures douloureuses avec leurs mâchoires puissantes (Leewis et al., 2009). Pour les vers foreurs, la méthode la plus simple et probablement la moins invasive consiste à sceller les ouvertures des trous de forage. Il suffit d'appliquer une ou deux gouttes de résine époxy ou de gel cyanoacrylate dans les trous et de laisser sécher le joint pendant 2 à 3 minutes. La colonie peut ensuite retourner dans l'aquarium.
  - **Traitement chimique** : l'ivermectine peut être utilisée efficacement sur les polychètes sédentaires. Une dose de 2 mg/L pendant 5 heures s'est avérée efficace si elle est répétée chaque semaine pendant 4 semaines.
- **Lutte biologique** : les espèces de labres *Halichoeres* spp. ou *Pseudocheilinus hexataenia* peuvent aider à lutter contre les polychètes sédentaires (Knop, 2020). On a observé que l'escargot de mer *Bursa bufonia* consommait des polychètes errants (pour les espèces plus petites), ainsi que le sar zébré (*Diplodus cervinus*), mais on ne le trouve qu'en Méditerranée et dans l'Atlantique, il n'est donc pas idéal d'introduire ce poisson dans un aquarium indo-pacifique (Knop, 2020 ; Leewis et al., 2009).

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en introduisant un prédateur naturel.

## 4.2 Alliés et parasites

## Crabes et crevettes d'

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

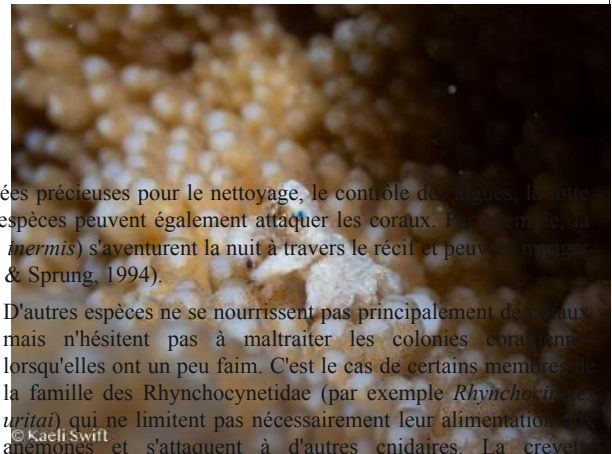
Lésion focale ou irrégulière associée à une perte de tissu entre les branches. Les colonies de coraux peuvent présenter une production de mucus plus importante.

## AGENTS CAUSAUX

Certaines espèces de crabes sont connues pour résider entre les branches des colonies de coraux (*Trapezia* spp. généralement sur les pocilloporidés, *Tetralia* spp. sur les acroporidés) (Patton, 1994), se nourrissant du mucus de leur hôte (Stimson, 1990). Une perte de tissu peut être observée dans les zones occupées par les crabes. Cependant, ceux-ci sont également considérés comme mutualistes, car ils protègent leurs hôtes contre des prédateurs ou des parasites plus nuisibles (Stella et al., 2011). En revanche, les crabes xanthidés (par exemple *Cymo melanodactylus*) sont généralement retirés des aquariums car ils peuvent causer la mort de leur hôte en se nourrissant abondamment (Pratchett et al., 2010). Deux crabes ermites (par exemple *Tripazopagurus magnificus*, *Aniculus elegans*) vivant dans des colonies de coraux peuvent produire de grandes quantités de sédiments calcaires en créant de petites excavations pendant qu'ils se nourrissent (Carpenter, 1997).

Crabes symbiotiques vivant entre les branches des colonies de coraux. Photo du haut : *Trapezia* sp. vivant entre les branches de l'hôte *Pocillopora damicornis* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel. Photo du bas : *Cymo* © Kaeli Swift – Licence CC BY-NC

Bien que de nombreuses espèces de crevettes soient des alliés précieuses pour le nettoyage, le contrôle des algues, la lutte contre les parasites et l'esthétique des aquariums, certaines espèces peuvent également attaquer les coraux. Par exemple, la crevette marbrée (*Saron marmoratus*) et la crevette buffle (*S. mermis*) s'aventurent la nuit à travers le récif et peuvent endommager des anémones et des coraux, tels que les zoanthides (Delbeek & Sprung, 1994).



D'autres espèces ne se nourrissent pas principalement de coraux mais n'hésitent pas à maltraiter les colonies coralliennes lorsqu'elles ont un peu faim. C'est le cas de certains membres de la famille des Rhynchocinetidae (par exemple *Rhynchocinetes uritai*) qui ne limitent pas nécessairement leur alimentation aux anémones et s'attaquent à d'autres cnidaires. La crevette nettoyeuse commune *Lysmata amboinensis* ou la crevette corallienne rayée (*Stenopus hispidus*) n'hésiteront pas à voler la nourriture dans les polypes coralliens ou même à les déchirer pour en retirer le contenu (Delbeek & Sprung, 1994).

*Stenopus hispidus* © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



Perte de tissu



Lésions squelettiques



Focale



Irréguliers

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Comme mentionné ci-dessus, les crabes *Tetralia* et *Trapezia* sont de précieux intendants pour leur colonie hôte, ainsi que pour les autres espèces de crabes et de crevettes présentes dans votre aquarium. Ils contribuent également à la richesse biologique de votre aquarium, il est donc inutile d'essayer de vous en débarrasser. Cependant, si vous soupçonnez l'un de ces petits crustacés d'attaquer le corail, voici ce que vous devez envisager :

- **Ajustement de l'alimentation** : certains individus peuvent se comporter de manière indésirable envers une colonie, mais cela peut être le signe d'une carence nutritionnelle. Une alimentation suffisante et adaptée peut réduire le besoin des crabes et des crevettes de se nourrir des coraux (Knop, 2020).
- **Élimination manuelle** : en cas de surpopulation de crabes ou de crevettes susceptible de menacer l'équilibre de l'aquarium, ou s'il n'y a pas d'autre choix que d'éliminer un crabe, l'utilisation d'un piège (commercialisé ou artisanal) avec un appât peut faciliter l'extraction. Notez que certains crabes et crevettes sont actifs la nuit et ne quittent jamais leur abri pendant la journée.

**Prévention** : en isolant et en mettant en quarantaine tous les nouveaux coraux, en évaluant la compatibilité des espèces

## 4.2 Alliés et parasites

## Syndrome de la méduse brune (BJS)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésion irrégulière à linéaire associée à une perte de tissu (tissu nécrotique) qui tend à former un front alimentaire en forme de bande à progression rapide de ciliés. Le revêtement brun gélatineux est également associé à une production élevée de mucus (Raymundo & Weil, 2015).



Perte de tissu



Irrégulier



Linéaire



*Hydnophora* sp. affectée par le syndrome de la méduse brune, © E. Borneman, tiré de Borneman, 2004

### ORGANISME ASSOCIÉ

*Helicostoma nonatum* a un corps brunâtre allongé et cylindrique, pourrait être un proche parent du genre *Philaster* (Zhang et al., 2011) et est soupçonné d'être l'agent pathogène cilié associé au syndrome de la gelée brune (Borneman et Lowrie, 2001). La maladie est probablement liée à une baisse de la santé des coraux ou à des conditions de stress (Carl, 2008). Elle est l'une des plus courantes dans les aquariums et n'a actuellement pas été signalée dans la nature (Sweet et al., 2012). Il n'est pas clair si cette affection correspond à la même maladie que le BrBD dans des conditions environnementales différentes ou s'il s'agit de deux maladies distinctes.

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Lors d'une épidémie, les coraux affectés doivent être retirés du récif si possible et placés dans un bac de quarantaine avec un débit d'eau accru. Voici quelques suggestions pour limiter la progression de la maladie au sein de la colonie :

- **Retrait manuel** : tout d'abord, siphonner les tissus nécrosés et la masse gélatineuse directement dans l'aquarium peut limiter le risque de contamination supplémentaire des coraux. Ensuite, utilisez un outil tranchant (couteau ou pince) pour retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans les tissus apparemment sains afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Une fois le corail fragmenté, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant. Afin de limiter la diffusion d'agents infectieux résistants, il peut être efficace de sceller les bords de la plaie débridée à l'aide de résine époxy ou de gel cyanoacrylate (Sprung & Delbeek, 1997).
- **Trempe en eau douce** : un moyen efficace pour déloger rapidement les ciliés des tissus coralliens par choc osmotique. Trempe de 5 à 10 secondes dans un bain et jet d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température sont adaptés (Delbeek & Sprung, 1994). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer, 15 ppt et max. 3 minutes (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à minimiser le temps d'exposition. Vous pouvez éviter de le faire sur les coraux à petits polypes comme les acroporidés ou les xénidés.
- **Traitement chimique** : en cas d'infection grave, l'utilisation d'antibiotiques peut éventuellement éradiquer la maladie et peut être effectuée après une immersion dans une solution de Lugol afin d'améliorer l'efficacité du traitement et de réduire le risque de résistance bactérienne. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 ml (ou 10 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 30 minutes (Delbeek & Sprung, 1994). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. Le traitement antibiotique doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre bac bien aéré, afin d'éviter d'endommager les autres organismes présents dans l'aquarium principal. Parmi les antibiotiques, la doxycycline (2,5 mg/L pendant deux jours, changements d'eau quotidiens), l'oxytétracycline (30 mg/L pendant trois jours, changements d'eau quotidiens) (Leewis et al., 2009) et le chloramphénicol (10 à 50 mg/L pendant trois jours, changements d'eau quotidiens) (Sprung & Delbeek, 1997) ont été suggérés dans la littérature et ont démontré des niveaux de réussite variables. À la fin du traitement, la colonie doit être à nouveau plongée dans un bain de Lugol (10 gouttes dans 1 litre d'eau de mer) afin d'éliminer la plupart des micro-organismes survivants, puis rincée abondamment à l'eau de mer propre avant d'être remplacée dans l'aquarium d'exposition.

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour traiter le RTN et le STN, tels que RTN/STN X ou Prime Coral Prevent RTN.

**Remarques supplémentaires** : Veuillez noter que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, tandis que d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et que toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le dimétridazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans le réseau d'égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

**Prévention** : en assurant un débit d'eau modéré à fort, une qualité d'eau stable et une filtration chimique.

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées de l'

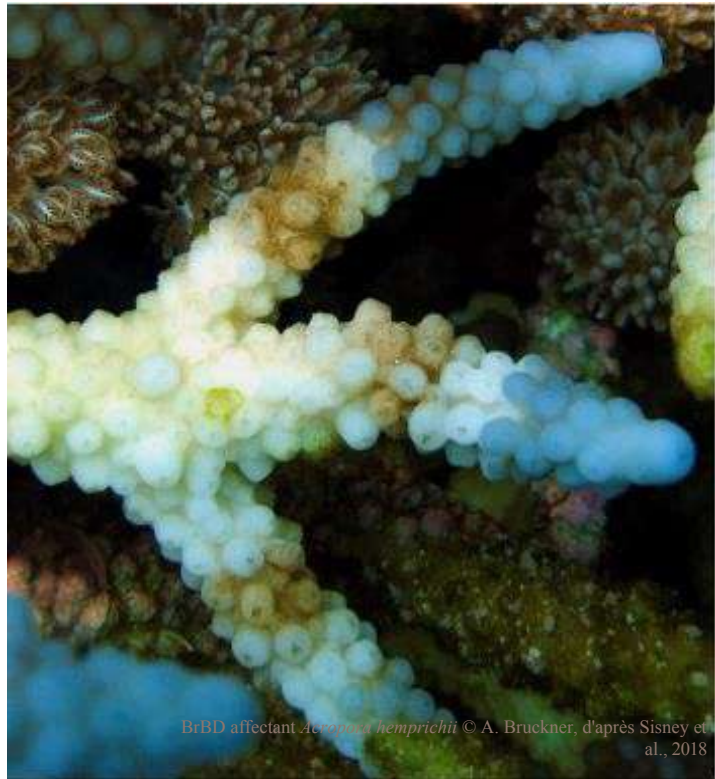
## Maladie des bandes brunes (BrBD)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésion linéaire associée à une perte de tissu qui prend généralement naissance à la base ou à la périphérie et progresse vers le haut sur les branches de la colonie ou vers le centre des colonies massives. Les bords de la lésion sont lisses et caractérisés par une bande brun doré pouvant atteindre 1 cm de large, souvent isolée du tissu corallien intact par une bande de squelette blanc éclatant exposé (Raymundo et Weil, 2015).

### ORGANISME ASSOCIÉ

*Philaster guamensis* est l'espèce dominante de ciliés associés au BrBD et se trouve à l'avant de la lésion de la colonie (Sweet & Bythell, 2012). Ces organismes sont de couleur jaune à brune, ont un corps cylindrique à fusiforme et consomment les tissus coralliens et leurs algues symbiotiques. On ne sait pas encore très bien si les agents microbiens sont responsables de la mortalité des tissus ou s'ils se nourrissent de manière opportuniste des tissus endommagés, ou les deux. Les ciliés se déplacent librement dans le squelette corallien lorsqu'ils se nourrissent activement de tissus coralliens, puis ils deviennent immobiles pendant une phase de repos. Ces ciliés immobiles se fixent sur le squelette corallien, donnant à la maladie son aspect de bande brune (Lobban et al., 2011).



Macrographiques de *P. guamensis*. Faible densité de ciliés actifs se nourrissant de tissus coralliens vivants (à gauche) et squelette corallien recouvert de ciliés inactifs (à droite) © André J. Raymundo, tiré de Lobban et al., 2011



## SOLUTIONS PROPOSÉES

Bien que cette pathologie n'ait pas été signalée dans les aquariums, en cas de suspicion de BrBD, les coraux affectés doivent être retirés du bac récifal si possible et placés dans un bac de quarantaine avec un débit d'eau accru. Voici quelques suggestions pour limiter la progression de la maladie au sein de la colonie :

- **Retrait manuel** : tout d'abord, siphonner les agrégats ciliés directement dans l'aquarium peut limiter le risque de contamination supplémentaire des coraux. Ensuite, utilisez un outil tranchant (ciseaux ou pince) pour retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans les tissus apparemment sains afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Une fois le corail fragmenté, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant. Afin de limiter la diffusion d'agents infectieux résistants, il peut être efficace de sceller les bords de la plaie débridée à l'aide de résine époxy ou de gel cyanoacrylate (Sprung & Delbeek, 1997).
- **Trempage dans l'eau douce** : un moyen efficace pour déloger rapidement les ciliés des tissus coralliens par choc osmotique. Trempage de 5 à 10 secondes dans un bain et jet d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température sont adaptés (Delbeek & Sprung, 1994). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer à 15 ppt pendant 3 minutes maximum (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à réduire au minimum le temps d'exposition. Évitez de le faire sur les coraux à petits polypes comme les acroporidés ou les xénidés.
- **Traitement chimique** : les ciliés associés à la maladie des bandes brunes étant étroitement liés à ceux associés au BJS, nous recommandons les mêmes traitements que pour ce syndrome (voir fiche technique 23).

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées



Perte de tissu



Dommages au squelette



Basique / Périphérique

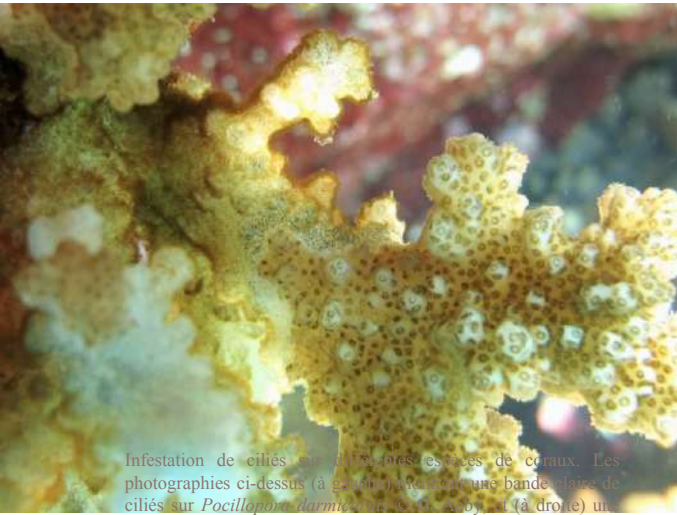


Linéaire et lisse

# Bande érodant le squelette / Infection par des ciliés des Caraïbes (SEB/CCI)

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésion linéaire associée à une perte de tissu qui prend généralement naissance à la base ou à la périphérie et progresse vers le haut sur les branches de la colonie ou vers le centre des colonies massives. Les bords de la lésion sont lisses et caractérisés par une bande sombre de ciliés dispersés. Le squelette du corail peut sembler érodé à l'avant de la lésion et la couleur de la bande peut varier en fonction de la densité des ciliés (Page et al. 2015).



Infestation de ciliés sur différents espèces de coraux. Les photographies ci-dessus (à gauche) montrent une bande claire de ciliés sur *Pocillopora damicornis* © M. A. O. et (à droite) une ICC plus dense sur *Diploria labyrinthiformis* © D. Gochfeld.



Les photos ci-contre et ci-dessous sont des gros plans montrant des ciliés *Hallofolliculina* sur *Acropora muricata*. Sur la photo ci-contre, le squelette du corail semble érodé et présente un aspect granuleux. La macrophotographie ci-dessous montre des ciliés mobiles adjacents à des tissus vivants et des trophonts sessiles ancrés au squelette dénudé, tirée de Page et al., 2015.



## ORGANISME ASSOCIÉ

*Hallofolliculina* sp. est associé au SEB (également connu dans l'Atlantique Ouest sous le nom de Caribbean Ciliate Infection, CCI). Les ciliés ont deux phases dans leur cycle de vie

: une forme trophontique sessile et un stade mobile de ciliés qui peuvent causer la mort des tissus en libérant des substances chimiques lors de la sécrétion de lorica. Les sécrétions chimiques des ciliés peuvent endommager la structure du squelette du corail et provoquer l'aspect érodé caractéristique adjacent au front de la lésion (Antonius & Lipscomb, 2000).



## SOLUTIONS PROPOSÉES

On sait peu de choses sur le contrôle de cette maladie en aquarium, mais voici ce qui a été proposé par Bartlett, 2013 :

- **Élimination manuelle** : la méthode la plus simple pour un cas isolé consiste à retirer la colonie infectée du bac et à la placer dans un autre volume d'eau de mer. Les ciliés peuvent être éliminés en frottant la zone infectée avec une brosse à dents, en exposant la zone infectée de la colonie à un courant puissant (en dirigeant une pompe vers le corail infesté) ou en utilisant des jets d'eau de mer (à l'aide d'une sortie d'eau de mer ou d'une seringue).
- **Trempage en eau douce** : une autre méthode pour déloger les ciliés du squelette corallien consiste à provoquer un choc osmotique. Trempez le corail pendant 5 à 10 secondes dans un bain d'eau douce (max. 30 sec), sans chlore ni brome, et dont le pH et la température correspondent à ceux de l'eau du bac (Delbeek & Sprung, 1994 ; Bartlett, 2013). Une alternative plus sûre consiste à utiliser une solution hypo-osmotique d'eau de mer à 15 ppt pendant 3 minutes maximum (Sweet et al., 2012). Lorsque vous utilisez cette procédure sur de nouvelles espèces, veillez à réduire au minimum le temps d'exposition. Évitez de le faire sur les coraux à petits polypes (c'est-à-dire les acroporidés) ou les xénidés.
- **Traitement chimique** : un traitement courant contre les maladies ou les infections parasitaires en aquariophilie est le bain de Lugol ou d'autres bains à base d'iode. Dans un bac ou un récipient séparé, mélangez 0,5 à 1,3 ml (ou 10 à 20 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 10 à 15 minutes (Bartlett, 2013). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. La procédure peut être combinée avec un rinçage et une agitation de la colonie afin d'éliminer autant de vers plats que possible avant de rincer le corail à l'eau de mer claire et de le remettre dans son aquarium (Leewis et al., 2009).

**Prévention** : en maintenant une bonne filtration de l'eau

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées

## Maladie de la bande noire ( ) (BBD)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésion annulaire ou linéaire associée à une perte de tissu qui survient généralement à l'apex ou au niveau médian. Les bords de la lésion sont lisses et caractérisés par une bande/couche noire à rougeâtre de plusieurs centimètres de large qui sépare le tissu sain du squelette fraîchement exposé. La couleur de la bande dépend de différentes conditions (largeur de la bande, quantité de lumière, espèce hôte) (Sussman et al., 2006).



Perte de tissu



Annulaire



Linéaire et lisse



Lisse



Médiale

(a)

(b)



La BBD se présente sous la forme d'un tapis filamenteux apparaissant en rouge sur *Diploria labyrinthiformis* (a) Richardson, tiré de Richardson et al., 2015. Lésions apparaissant à la partie médiale de *Acropora digitifera* (b) et *Solenastrea cavernosa* (c), ou comme point focal à la partie apicale de *Acropora digitifera* (d) et *Cochlidium* et *Platygyria* (e) © G. Asby.

### AGENTS ÉLIMINATEURS

Le BBD consiste en un consortium microbien dense recouvrant le tissu corallien, dominé par des cyanobactéries filamenteuses contenant de la phycoérythrine, un pigment rouge qui donne la couleur sombre de la bande, et des bactéries oxydant le soufre. Les cyanobactéries et les réducteurs de sulfate (delta-protéobactéries) présents dans la lésion produisent des toxines ou des substances toxiques qui lysent le tissu corallien (Richardson et al., 2015).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Bien que cette pathologie n'ait pas été signalée dans les aquariums, des méthodes ont été mises au point pour ralentir, voire stopper la progression de la maladie :

- **Retrait manuel** : l'utilisation d'un aspirateur sous-marin ou le frottage avec le bord plat d'un couteau, combiné à une aspiration par siphonnage, permet d'éliminer le tapis microbien. Vous pouvez ensuite recouvrir la marge affectée d'un produit d'étanchéité tel que de la pâte à modeler afin de limiter la réinfection (Hudson, 2000). Pour augmenter les chances d'éliminer les bactéries pathogènes potentielles, vous pouvez mélanger le produit d'étanchéité (pâte à modeler, résine époxy ou gel cyanoacrylate) avec de la poudre de chlore (15 ml/50 ml d'époxy) (Aeby et al., 2015).

Macrophotographie de la lésion BBD avec le squelette exposé à gauche et le tissu apparemment sain à droite © L. Richardson, tiré de Richardson et al., 2015.



## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées

## Maladie de l' e à bande jaune (YBD)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Cette maladie, également connue sous le nom de maladie des taches jaunes, se manifeste différemment selon les régions. Dans la mer d'Oman, la lésion se caractérise par un motif linéaire à annulaire de bandes jaune vif, produisant une marge de tissu blanchi adjacente au tissu corallien sain (Bruckner & Riegl, 2015). Dans les Caraïbes et le Pacifique, les lésions sont réparties de manière aléatoire et se présentent sous forme de taches jaunes ou d'anneaux qui peuvent fusionner au fil du temps. Le squelette macroscopique peut conserver une pigmentation jaune et être colonisé secondairement par des épibiontes (Cervino et al., 2008).



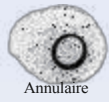
Perte de tissu



Multifocale



Coalescence



Annulaire



Lésion distincte



YBD du Pacifique avec une photo en gros plan de *Diploastrea heliopora* présentant une lésion focale s'étendant vers l'extérieur © A. Bruckner, tiré de Bruckner et Riegl, 2015



YBD des Caraïbes sur *D. heliopora* avec anneaux fusionnés (à gauche) et lésion de forme irrégulière (à droite), d'après Cervino et al., 2008



YBD des Caraïbes sur *D. heliopora* avec des lésions plus anciennes colonisées secondairement par des épibiontes, d'après Cervino et al., 2008

### AGENT CAUSAL

Inconnu. Plusieurs espèces de *Vibrio* ont été identifiées dans les lésions causées par la maladie de YBD dans les régions des Caraïbes et du Pacifique (Cervino et al., 2008).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Bien que cette pathologie n'ait pas été signalée dans les aquariums, des chercheurs montrent qu'en isolant les tissus sains des tissus infectés, il est possible de ralentir la progression de la maladie (Randall et al. 2018). Voici les suggestions :

- **Retrait manuel et isolement** : en fonction de la taille des lésions et de la colonie touchée, vous pouvez soit la fragmenter, soit la ciseler afin d'isoler les lésions des tissus sains. Pour la fragmentation, utilisez un outil tranchant (couteau ou pince) afin de retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans le tissu apparemment sain afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Si vous choisissez de préserver l'intégrité de la colonie, vous pouvez créer une tranchée d'environ 1 cm de profondeur et 1 cm de largeur à l'aide d'un ciseau à bois pour encercler toute la lésion (Randall et al., 2018). Une fois le corail fragmenté ou ciselé, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone touchée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant. Afin de limiter la diffusion d'agents infectieux résistants, il peut être efficace de sceller les bords de la plaie débridée à l'aide de résine époxy ou de gel cyanoacrylate (Sprung & Delbeek, 1997).
- **Traitement chimique** : comme l'agent pathogène lié à la maladie du corail est probablement bactérien, un traitement par un antibiotique à large spectre est une option viable. Les antibiotiques couramment utilisés en aquariophilie, tels que la doxycycline, l'oxytétracycline (cf. Leewis et al., 2009) ou le chloramphénicol (cf. Sprung & Delbeek, 1997) peuvent être appliqués avec précaution sur les coraux affectés. Cette approche cible toute une série de bactéries potentiellement responsables, offrant ainsi une chance de freiner la progression de la maladie. Afin de minimiser les impacts environnementaux et le risque de résistance aux antimicrobiens, veuillez vous référer aux protocoles existants mentionnés ci-dessus pour connaître les techniques de dosage et d'application appropriées.

**Remarques supplémentaires** : Veuillez noter que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, tandis que d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et que toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le dimétrizazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans le réseau d'égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées

## Maladie des taches sombres (DSD)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions focales à multifocales de couleur brune à violette, avec des bords lisses ou légèrement ondulés et des contours nets. Les lésions sont réparties de manière aléatoire et se présentent sous forme de taches décolorées qui peuvent fusionner. Le centre des taches peut présenter une perte chronique de tissu, une structure squelettique enfoncée et une colonisation par des algues (Work & Weil, 2015).



Perte de tissu



Annulaire



Linéaire et lisse



Ondulé



Focal



Multifocal



Coalescent



Figure 1. Lesions causées par le DSD : petites lésions sur *Siderastrea siderata* (a), lésions circulaires aux bords lisses et à la teinte sombre aux contours irréguliers progressant sur *Stephanocoenia* laissant derrière eux des tissus morts (c), colonie de *Siderastrea siderata* touchée par le DSD en plusieurs endroits avec des zones déprimées (d), *Madracis mirabilis* avec des lésions progressant vers le haut (e). © D. Gochfeld

### AGENT ÉTIOLOGIQUE

Inconnu. Présence d'une hypermycose endolithique pouvant être associée à la maladie (Work et al., 2008).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée dans un aquarium. La littérature ne propose aucun traitement pour cette maladie. Étant donné que l'agent pathogène associé semble être fongique plutôt que bactérien, les traitements antibiotiques n'auront aucun effet sur la progression des lésions (Gil-Agudelo et al., 2004). Sur la base des traitements proposés pour d'autres types de pathologies, voici ce que nous suggérons :

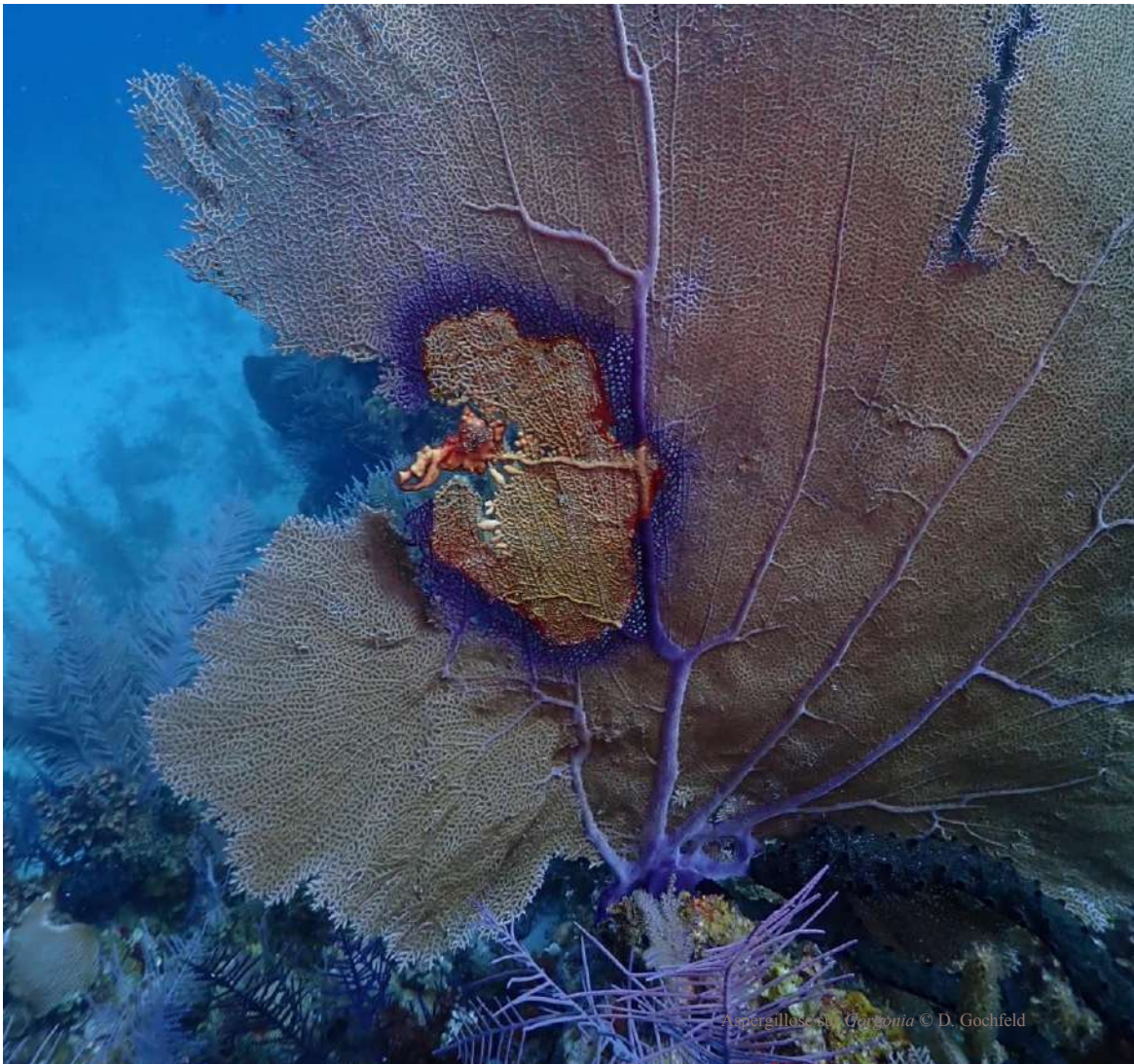
- **Retrait manuel et isolement** : en fonction de la taille des lésions et de la colonie touchée, vous pouvez soit la fragmenter, soit la ciseler afin d'isoler les lésions des tissus sains. Pour la fragmentation, utilisez un outil tranchant (couteau ou pince) afin de retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans le tissu apparemment sain afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Si vous choisissez de préserver l'intégrité de la colonie, vous pouvez créer une tranchée d'environ 1 cm de profondeur et 1 cm de largeur à l'aide d'un ciseau pour encercler toute la lésion (Randall et al., 2018). Une fois le corail fragmenté ou ciselé, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone touchée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant. Afin de limiter la diffusion d'agents infectieux résistants, il peut être efficace de sceller les bords de la plaie débridée à l'aide de résine époxy ou de gel cyanoacrylate (Sprung & Delbeek 1997). Pour augmenter les chances d'éliminer les agents pathogènes microbiens, vous pouvez mélanger le produit d'étanchéité (pâte à modeler, résine époxy ou gel cyanoacrylate) avec de la poudre de chlore (15 ml/50 ml d'époxy) (Aeby et al., 2015).

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées

## Aspergillose

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Les lésions peuvent être annulaires, irrégulières ou en forme de bande. Elles se caractérisent par des zones violettes focales à multifocales et coalescentes (processus également appelé « purpling », Alker et al., 2004) autour de la perte de tissu qui expose le squelette axial. Les lésions progressent généralement le long des veines principales de la colonie et parfois, la maladie se manifeste également par une prolifération tissulaire (Kim & Rypien, 2015).

Aspergillose sur *Gorgonia* © D. Gochfeld

## AGENT ÉTIOLOGIQUE

Le champignon *Aspergillus sydowii* a été identifié comme agent pathogène responsable de la maladie (Geiser et al., 1998). Cependant, cette espèce est également observée dans les tissus coralliens sains et dans l'eau environnante et pourrait appartenir au microbiome corallien. Il s'agit d'un champignon terrestre qui a probablement été introduit dans le milieu marin par des processus de dispersion dans l'eau et dans l'air (Kim & Rypien, 2015).



Perte tissulaire



Changement de couleur



Annulaire



Linéaire et distinct



Multifocale



Coalescent

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée dans un aquarium. Il convient de noter que le virage au violet peut également être une réaction générale au contact d'agents biotiques (Alker et al., 2004). Assurez-vous qu'aucun organisme susceptible de provoquer un virage au violet ne se trouve à proximité des lésions ou ne se développe directement sur le gorgone. Cependant, aucune thérapie n'est suggérée dans la littérature pour cette maladie. Pour préserver la colonie, nous recommandons d'isoler les tissus sains des tissus malades en suivant la procédure ci-dessous :

- **Retrait manuel et isolement** : en fonction de la taille des lésions et de la colonie affectée, vous pouvez soit la fragmenter, soit la ciseler afin d'isoler les lésions des tissus sains. Pour la fragmentation, utilisez un outil tranchant (couteau ou pince) afin de retirer soigneusement les zones affectées. Veillez à couper au moins 5 mm dans le tissu apparemment sain afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Une fois le corail fragmenté ou ciselé, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de corail pour éliminer tout résidu de désinfectant.

**Prévention** : en assurant une qualité d'eau stable et une filtration chimique appropriée.

## 4.3 Maladies - Lésions pigmentées

**Trematodose****DESCRIPTION DE LA LÉSION**

Lésions multifocales à coalescentes de tissus enflés. Les zones touchées peuvent ressembler à des protubérances, nodules (1 à 2 mm de large) allant du rose pâle au blanc.



*Porites compressa* atteinte de trematodose en phase rose et blanche  
© G. Aeby

**AGENT ÉTIOLOGIQUE**

Les trématodes sont des vers plats parasites dont le cycle de vie complexe implique deux hôtes ou plus. L'espèce *Polypipapiliotrema stenometra* est connue pour s'enkyster dans les polypes coralliens et provoquer des nodules roses irréguliers sur les espèces *Porites*. Ce phénomène, appelé trematodose, persiste jusqu'à ce que les nodules soient éliminés par des organismes corallivores ou par sénescence. Cette pathologie semble réduire la croissance des coraux, mais rien ne prouve qu'elle puisse entraîner leur mortalité (Aeby, 1998 ; 2003).

Trematodiasis sur plusieurs colonies de *Porites* © G. Aeby



Anomalie de croissance



Changement de couleur



Multifocal



Coalescents



**SOLUTIONS PROPOSÉES**

Cette maladie est peu susceptible d'être observée en aquarium. La littérature ne propose aucun traitement pour cette infection, car les lésions dégèrent simplement par sénescence. Au fil des mois, la couleur rose s'estompe progressivement pour laisser place à la couleur brun clair normale du corail, parallèlement à la régression du gonflement des polypes infectés (Aeby, 1998).

## 4.4 Syndromes d' s blanches

### Maladie de l' par perte de tissu des coraux durs (SCTLD)

#### DESCRIPTION DE LA LÉSION

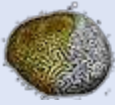
Lésions focales à multifocales et coalescentes avec des bords lisses et distincts. Les lésions sont réparties de manière aléatoire et progressent rapidement à la surface de la colonie (quelques cm par jour). La forme des lésions peut être très variable et la marge de perte tissulaire peut être précédée d'une zone de tissu décoloré pouvant atteindre plusieurs cm de largeur (définition de cas SCTLD, 2018).



Lésions multiples de SCTLD présentant des bords distincts et entourées de tissus décolorés sur (a) *Orbicella faveolata*, (b) *Montastrea cavernosa* © G. Aeby, et (c) *Colpophyllia natans* © D. Gochfeld

#### AGENT ÉTIOLOGIQUE

Inconnu. Il existe des preuves de la présence de bactéries qui pourraient être associées à la progression de la maladie (Papke et al., 2024)



Perte tissulaire



Circulaire



Linéaire, lisse  
et distincte



Focale



Multifocal



Coalescent

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Bien que cette pathologie n'ait pas été signalée dans les aquariums, en cas d'épidémie, les coraux affectés doivent être retirés du bac récifal si possible et placés dans un bac de quarantaine avec un débit d'eau accru.

Voici quelques suggestions pour limiter la progression de la maladie au sein de la colonie :

- **Traitement chimique** : L'utilisation d'antibiotiques peut éventuellement éradiquer la maladie et peut être effectuée après une immersion dans une solution de Lugol afin d'améliorer l'efficacité du traitement et de réduire le risque de résistance bactérienne. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 ml (ou 10 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 30 minutes (Sprung & Delbeek, 1997). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. Le traitement antibiotique doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre réservoir bien aéré, afin d'éviter d'endommager les autres organismes présents dans l'aquarium principal. Miller et al. (2020) ont identifié l'amoxicilline comme l'antibiotique le plus efficace lorsqu'il est appliqué directement sur le bord du tissu. Pour un traitement topique, 65 mg d'amoxicilline mélangés à 1,5 ml de pâte dentaire pour coraux peuvent être appliqués le long des bords de la lésion sur le squelette du corail. Une seule application est recommandée, accompagnée d'un changement quotidien de 100 % de l'eau pendant au moins 7 jours. Toutefois, des applications supplémentaires peuvent être nécessaires en fonction de la gravité de la maladie et des progrès observés pendant la surveillance. D'autres approches, telles que les bains antibiotiques, se sont également révélées efficaces dans le traitement du SCTL. Pelose et al. (2024) décrivent un protocole de traitement *ex situ* de 10 jours qui intègre du peroxyde d'hydrogène, de l'amoxicilline et de la ciprofloxacine.

**Remarques supplémentaires** : toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans les égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

## 4.1 Syndromes blancs

## Peste blanche d' (WP)

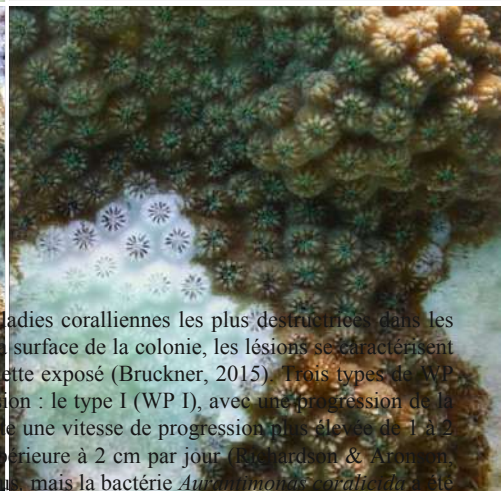
### DESCRIPTION DE LA LÉSION

La forme de la lésion peut être très variable (circulaire, irrégulière, linéaire), avec des limites nettes entre le tissu intact et le squelette exposé. Les lésions multifocales à coalescentes peuvent varier au sein d'une colonie, avec un taux de progression de quelques millimètres par jour (WP I) ou de quelques centimètres par jour dans les cas les plus virulents (WP II, WP III) (Bruckner, 2015).

WP sur *Dichocoenia stokesii* avec une lésion très linéaire et distincte s'étendant vers le haut (à gauche) et WP sur *Diploria labyrinthiformis* avec colonisation progressive du squelette exposé par d'autres organismes, indiquant un taux de progression lent (à droite) © D. Gochfeld



WP sur *Orbicella faveolata* avec des lésions multifocales de forme irrégulière (à gauche) et une macrophotographie des lésions montrant des limites nettes entre les tissus intacts et le squelette exposé (à droite) © D. Gochfeld



### AGENT CAUSAL

La maladie touche plusieurs espèces de coraux durs et est l'une des maladies coralliennes les plus destructrices dans les Caraïbes. Bien que très variable en termes de forme et de répartition à la surface de la colonie, les lésions se caractérisent par une démarcation nette entre les tissus apparemment sains et le squelette exposé (Bruckner, 2015). Trois types de WP ont été identifiés et peuvent être différenciés par leur vitesse de progression : le type I (WP I), avec une progression de la maladie de quelques millimètres par jour ; le type II (WP II), qui présente une vitesse de progression plus élevée de 1 à 2 cm par jour ; et le type III (WP III) avec une vitesse de progression supérieure à 2 cm par jour (Richardson & Aronson, 2002). Les agents pathogènes responsables des WP I et III restent incertains, mais la bactérie *Aurantimonas coralicida* a été identifiée comme agent pathogène du WP II (Denner et al., 2003). Une autre maladie WP présentant des symptômes similaires a été signalée en mer Rouge et son agent pathogène responsable est une nouvelle bactérie nommée *Thalassomonas loyana* (Thompson et al., 2006).



Perte de tissu



Circulaire



Irrégulière



Linéaire et distinct



Multifocale



Coalescentes

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée en aquarium. La phagothérapie semble prometteuse pour traiter les lésions causées par *Thalassomonas loyana*, bien qu'elle en soit encore au stade expérimental (Atad et al., 2012). Cependant, si une colonie de coraux présente des symptômes similaires à ceux de la WP, elle peut être traitée comme un cas de syndrome blanc et la propagation des lésions peut être limitée en retirant les marges comme suit (Dalton et al., 2010) :

- **Retrait manuel** : en fonction de la taille des lésions et de la colonie affectée, vous pouvez soit la fragmenter, soit la ciseler afin d'isoler les lésions des tissus sains. Pour la fragmentation, utilisez un outil tranchant (couteau ou pince) afin de retirer soigneusement les zones affectées. Veillez à couper au moins 5 mm dans le tissu apparemment sain afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Une fois le corail fragmenté ou ciselé, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de corail pour éliminer tout résidu de désinfectant.
- **Traitement chimique** : comme l'agent pathogène lié à la maladie du corail est probablement bactérien, un traitement à base d'antibiotiques à large spectre constitue une option viable. Les antibiotiques couramment utilisés en aquariophilie, tels que la doxycycline, l'oxytétracycline (cf. Leewis et al., 2009) ou le chloramphénicol (cf. Sprung & Delbeek, 1997), peuvent être appliqués avec précaution sur les coraux affectés. Cette approche cible toute une série de bactéries potentiellement responsables, offrant ainsi une chance de freiner la progression de la maladie. Afin de minimiser les impacts environnementaux et le risque de résistance aux antimicrobiens, veuillez vous référer aux protocoles existants mentionnés ci-dessus pour connaître les techniques de dosage et d'application appropriées.

**Remarques supplémentaires** : Notez que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, que d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et que toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le dimétridazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans le réseau d'égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

## 4.4 Syndromes blancs

## Maladie de l' e en bande blanche (WBD)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésion linéaire ou annulaire avec une démarcation nette et lisse entre le tissu intact et le squelette exposé, commençant généralement à la base de la colonie avec une progression de quelques millimètres par jour (type I). Une bordure de tissu décoloré séparant le squelette nu et le tissu apparemment sain peut être présente, puis progresser généralement vers le bas (type II) (Bruckner, 2015).



Perte de tissu



Linéaire et lisse



Annulaire



Basique



Maladie de la bande blanche (type I) à l'extrémité progressant vers le haut sur *Acropora cervicornis* (à gauche) d'après Gignoux-Wolfsohn et al., 2012, et sur *A. palmata* (à droite) d'après Bruckner, 2015



### AGENT ÉTIOLOGIQUE

La maladie n'affecte que les espèces *Acropora palmata* et *A. cervicornis* (Gladfelter, 1982). La WBD se présente sous deux formes : le type I (WBD I), avec une progression de la maladie de quelques millimètres par jour et une démarcation nette entre les tissus apparemment sains et le squelette exposé ; et le type II (WBD II), qui présente un taux de progression plus élevé de plusieurs centimètres par jour, une bande typique de tissus blanchis à la bordure de la lésion et qui prend souvent naissance à l'extrémité des branches (Bruckner, 2015). L'agent pathogène responsable de la WBD I reste inconnu, mais il est probable que la maladie soit d'origine bactérienne. *Vibrio carchariae/Vibrio harvey* est un candidat pathogène potentiel pour la WBD II (Gil-Agudelo et al., 2006).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée dans un aquarium. L'ampicilline, un antibiotique à large spectre, s'est avérée efficace pour enrayer la progression de la maladie (Kline & Vollmer, 2011).

- **Élimination manuelle** : utilisez un outil tranchant (couteau, pince ou ciseau et marteau) pour retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans les tissus apparemment sains afin d'exciser complètement les tissus touchés (Carl, 2008). Une fois la zone nettoyée, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant avant de la remettre dans l'aquarium.
- **Traitement chimique** : en cas d'infection grave, l'utilisation d'antibiotiques peut éventuellement éradiquer la maladie et peut être effectuée après une immersion dans une solution de Lugol afin d'améliorer l'efficacité du traitement et de réduire le risque de résistance bactérienne. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 ml (ou 10 gouttes) de solution de Lugol à 5 % par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 30 minutes (Sprung & Delbeek, 1997). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. Le traitement antibiotique doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre réservoir bien aéré, afin d'éviter d'endommager les autres organismes présents dans l'aquarium principal. Pour le traitement antibiotique, ajoutez de l'ampicilline (100 mg/L d'eau de mer) toutes les 12 heures et remplacez la moitié de l'eau du réservoir, pendant 6 jours au total (Sweet et al., 2014). À la fin du traitement, la colonie doit être à nouveau plongée dans un bain de Lugol (10 gouttes dans 1 litre d'eau de mer) afin d'éliminer la plupart des micro-organismes survivants, puis rincée abondamment à l'eau de mer propre avant d'être replacée dans l'aquarium d'exposition.

## 4.4 Syndromes blancs

## Syndrome ulcéreux de l' (UWS)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions circulaires multifocales à coalescentes, aux bords lisses ou distincts, généralement de 3 à 5 mm de diamètre. Les stades précoces peuvent être caractérisés par des motifs de tissus blanchis avant de présenter une perte de tissu et d'exposer des zones de squelette blanc nu (Raymundo et al., 2003).

Taches blanches ulcéreuses avec lésions multifocales sur *Echinopora*, tiré de *Coral Disease – Diagnostic Decision Tree*, ©

NOAA -

<https://cdhc.noaa.gov/coral-disease/diagnostic-decision-tree/>.



Taches blanches ulcéreuses avec lésions multifocales coalescentes sur une colonie de *Porites*, © L. Raymundo tiré de Bourne et al., 2015



### AGENT ÉTIOLOGIQUE

Inconnu. Les espèces *Vibrio* ont été associées à la progression de la maladie (Arboleda & Reichardt, 2010).



Perte de tissu



Changement de couleur



Multifocale



Coalescentes



Lisses / Distinctes

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée en aquarium. Il n'existe pas de traitement ou de contrôle spécifiques pour cette pathologie.

- **Traitement chimique** : comme l'agent pathogène lié à la maladie du corail est probablement bactérien, un traitement à base d'antibiotiques à large spectre constitue une option viable. Les antibiotiques couramment utilisés en aquariophilie, tels que la doxycycline, l'oxytétracycline (cf. Leewis et al., 2009) ou le chloramphénicol (cf. Sprung & Delbeek, 1997), peuvent être appliqués avec précaution sur les coraux affectés. Cette approche cible toute une série de bactéries potentiellement responsables, offrant ainsi une chance de freiner la progression de la maladie. Afin de minimiser les impacts environnementaux et le risque de résistance aux antimicrobiens, veuillez vous référer aux protocoles existants mentionnés ci-dessus pour connaître les techniques de dosage et d'application appropriées.

**Remarques supplémentaires** : Notez que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, que d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et que toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le diméridazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans le réseau d'égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

## 4.4 Syndromes blancs

(WPD)

## DESCRIPTION DE LA LÉSION

Taches irrégulières multifocales à coalescentes de perte de tissu avec des bords distincts, de taille très variable. Des lésions du squelette exposé peuvent se développer sur toutes les surfaces de la colonie et s'agrandir à un rythme de progression de quelques centimètres par jour (Sutherland et al., 2015).

Acroporid serratiosis caractérisée par des zones irrégulières de perte de tissu avec des bords distincts sur *Acropora palmata*. Les lésions sont de taille très variable et peuvent fusionner sur la colonie  
© J. W. Porter, Université de Géorgie



## AGENT ÉTIOLOGIQUE

Également appelée maladie des taches blanches ou serratiosis des Acroporidés, cette maladie touche uniquement *A. palmata* et l'agent responsable identifié est *Serratia marcescens*, une bactérie intestinale couramment associée aux rejets d'eaux usées (Patterson et al., 2002 ; Sutherland et al., 2011).



Perte de tissu



Irrégulière



Multifocales



Coalescentes



Disseminées

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Cette maladie est peu susceptible d'être observée en aquarium. Il n'existe pas de traitement thérapeutique ou de contrôle spécifiques pour cette pathologie.

- **Traitement chimique** : comme l'agent pathogène lié à la maladie du corail est probablement bactérien, un traitement par un antibiotique à large spectre est une option viable. Les antibiotiques couramment utilisés en aquariophilie, tels que la doxycycline, l'oxytétracycline (cf. Leewis et al., 2009) ou le chloramphénicol (cf. Sprung & Delbeek, 1997) peuvent être appliqués avec précaution sur les coraux affectés. Cette approche cible toute une série de bactéries potentiellement responsables, offrant ainsi une chance de freiner la progression de la maladie. Afin de minimiser les impacts environnementaux et le risque de résistance aux antimicrobiens, veuillez vous référer aux protocoles existants mentionnés ci-dessus pour connaître les techniques de dosage et d'application appropriées.

**Remarques supplémentaires** : Veuillez noter que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, tandis que d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et que toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le diméridazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans le réseau d'égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures afin de neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

## 4.5 Autres

## Nécrose rapide par (RTN)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions irrégulières ou focales à multifocales pouvant fusionner avec des bords distincts. Dégradation rapide et diffuse des tissus (desquamation, perforation) pouvant commencer à la lisière d'une blessure et se propager à un rythme rapide (Luna et al., 2007). La nécrose tissulaire lente (STN) est une pathologie apparentée qui évolue lentement et peut prendre des semaines, voire des mois (Carl, 2008).



Perte tissulaire



Irrégulières



Distinct



Focale



Multifocale



Coalescentes

*Acropora cervicornis* présentant une réaction de fermeture, également connue sous le nom de RTN, quelques heures après avoir été expédiée et placée dans un aquarium (en haut à gauche), *Galaxea fascicularis* (en haut à droite) et une autre espèce d'*Acropora* (en bas) présentant des symptômes de RTN. Notez l'aspect perforé et pelé des lésions © E. Borneman, tiré de Borneman, 2002. <https://reefkeeping.com/issues/2002-03/eb/index.php>

### AGENT ÉTIOLOGIQUE

Inconnu. Les espèces *Vibrio* sont plus abondantes dans les coraux affectés que dans les coraux sains (Luna et al., 2007). Également appelée « réaction d'arrêt », cette affection présente des similitudes avec les syndromes blancs, mais n'est pas classée parmi ceux-ci. Elle touche généralement les coraux en aquarium et peut être due à une autolyse en réponse à des facteurs de stress (manipulation et variation de la température, de la salinité, du pH) ou à une sorte de « réaction allergique » à certains composés chimiques produits par d'autres organismes présents dans le bac (Borneman, 2002).

## SOLUTIONS PROPOSÉES

Lors d'une épidémie, les coraux affectés doivent être retirés du bac récifal si possible et placés dans un bac de quarantaine avec un débit d'eau accru.

Voici quelques suggestions pour les éliminer de la colonie :

- Retrait manuel** : tout d'abord, siphonner les tissus nécrosés directement dans l'aquarium peut limiter le risque de contamination supplémentaire des coraux. Ensuite, utilisez un outil tranchant (ciseaux ou pince) pour retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper au moins 5 mm dans les tissus apparemment sains afin d'exciser complètement tout tissu affecté (Carl, 2008). Une fois le corail fragmenté, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant. Afin de limiter la diffusion d'agents infectieux résistants, il peut être efficace de sceller les bords de la plaie débridée avec de la résine époxy ou du gel cyanoacrylate (Sprung & Delbeek, 1997).
- Déplacement** : Si une colonie présente des signes de STN, cela peut être dû à ses conditions environnementales. Essayez de déplacer la colonie de coraux vers une autre zone de l'aquarium et augmentez la quantité de nourriture afin de créer des conditions plus propices à son développement (Carl, 2008).
- Traitement chimique** : en cas d'infection grave, l'utilisation d'antibiotiques peut éventuellement éradiquer la maladie et peut être effectuée après une immersion dans du Lugol afin d'améliorer l'efficacité du traitement et de réduire le risque de résistance bactérienne. Dans un réservoir ou un récipient séparé, mélangez 0,5 ml (ou 10 gouttes) de 5 % de solution de Lugol par litre d'eau de mer. Une fois le bain homogénéisé, vous pouvez y placer la colonie infestée et la laisser tremper pendant 15 à 30 minutes (Bartlett, 2013 ; Sprung et Delbeek, 1997). Le Lugol étant sujet à une dégradation induite par la lumière, évitez toute exposition directe aux sources UV pendant les traitements afin d'obtenir les meilleurs résultats. Le traitement antibiotique doit être effectué sur la colonie isolée dans un autre réservoir bien aéré, afin d'éviter d'endommager les autres organismes présents dans l'aquarium. Parmi les antibiotiques, la doxycycline (2,5 mg/L pendant deux jours, avec changement quotidien de l'eau), l'oxytétracycline (30 mg/L pendant trois jours, avec changement quotidien de l'eau) (Leewis et al., 2009) et le chloramphénicol (10 à 50 mg/L pendant trois jours, avec changement quotidien de l'eau) (Sprung & Delbeek, 1997) ont été suggérés dans la littérature et ont démontré des niveaux de réussite variables. À la fin du traitement, la colonie doit être à nouveau plongée dans un bain de Lugol (10 gouttes dans 1 litre d'eau de mer) afin d'éliminer la plupart des micro-organismes survivants, puis rincée abondamment à l'eau de mer propre avant d'être replacée dans l'aquarium d'exposition.

D'autres produits commerciaux sont également utilisés pour traiter le RTN et le STN, tels que RTN/STN X ou Prime Coral Prevent RTN.

**Remarques supplémentaires** : Notez que certains antibiotiques sont sensibles à la lumière (par exemple l'oxytétracycline) et doivent être appliqués dans l'obscurité, d'autres peuvent causer de graves problèmes de santé humaine (par exemple le chloramphénicol) et toutes les espèces de coraux ne tolèrent pas l'exposition à ce type de traitements. Au lieu du chloramphénicol, nous recommandons d'autres molécules telles que le florfenicol, le métronidazole et le dimétridazole. Toute l'eau de traitement enrichie en antibiotiques doit être traitée avant d'être rejetée dans les égouts. À cette fin, mélangez 3 ml d'eau de Javel non diluée par litre d'eau et laissez agir pendant plusieurs heures pour neutraliser l'antibiotique (Sprung & Delbeek, 1997).

**Prévention** : en garantissant un débit d'eau modéré à fort, une qualité d'eau stable et une filtration chimique appropriée

## 4.5 Autres

## Anomalies de l' e de croissance (GA)

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Lésions protubérantes focales à multifocales, de forme circulaire à irrégulière. Parfois, des déformations squelettiques (c'est-à-dire des éléments squelettiques désorganisés ou hypertrophiés) sont associées à une décoloration des tissus et/ou à un développement chaotique de polypes. Les néoplasies se caractérisent par des schémas de croissance désorganisés, tandis que l'hyperplasie présente un schéma de croissance généralement organisé.



*Porites* GA associé à un tissu dépigmenté (à gauche) et *Dichocoenia stokesii* GA avec des calices élargis (à droite)

© D. Gochfeld



*Colpophyllia natans* GA associé à un tissu dépigmenté (à gauche) et à un coenosarc gonflé (à droite)

© D. Gochfeld



### AGENT CAUSAL

Les causes exactes des AG chez les coraux ne sont pas bien comprises, mais plusieurs facteurs semblent y contribuer : le stress environnemental tel que la dégradation de la qualité de l'eau (Aeby et al., 2015), les agents pathogènes (bactéries, virus, champignons) et les micro-organismes encapsulés (algues, champignons, micro-invertébrés) (Work et al., 2015) seraient à l'origine d'une croissance anormale, mais aussi d'une mutation du génome des cellules coralliennes (Peters et al., 1986).



Anomalie de croissance



Perte tissulaire



Changement de couleur



Circulaire



Irrégulier



Multifocal



Calices élargis

### SOLUTION PROPOSÉE

Les anomalies de croissance n'entraînent pas la mort immédiate des tissus, mais elles peuvent altérer la croissance des coraux. Si les lésions observées semblent avoir un impact sur la santé globale de la colonie, voici une suggestion :

- **Retrait manuel** : utilisez un outil tranchant (ciseaux ou pince) pour retirer soigneusement les zones touchées. Veillez à couper légèrement au-delà de l'anomalie visible afin d'exciser complètement tout tissu affecté. Une fois la zone nettoyée, il est recommandé de désinfecter la colonie dans un bain de solution de Lugol à 0,5 % (ou autre solution à base d'iode) pendant environ 5 minutes. Si un bain n'est pas possible, vous pouvez également appliquer de l'iode directement sur la zone affectée. Après le bain d'iode, rincez la colonie de coraux pour éliminer tout résidu de désinfectant avant de la remettre dans l'aquarium.

**Remarques supplémentaires** : cette procédure n'est pas toujours efficace, et les GA peuvent finir par réapparaître si le facteur à l'origine de leur développement est réparti de manière systémique dans toute la colonie, s'il s'agit d'un facteur génétique ou s'il persiste dans l'environnement, comme un virus (Williams, 2013).

## 4.5 Autres

## Blanchiment

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Blanchiment total ou partiel de la colonie (voire de tout le récif). Les lésions blanches se caractérisent par la présence de tissus coralliens vivants et de polypes. Une autre façon de différencier le blanchiment de la perte de tissus est que le squelette n'est pas exposé et susceptible d'être colonisé secondairement par des épibiontes.



Colonies coralliennes présentant des signes cliniques : *Acropora valdensis* partiellement blanchiment à cause d'un ensoleillement excessif et de la perte de algues symbiotiques par *Montipora capricornis* en raison de l'accumulation de sédiments © Institut Océanographique de Monaco, F. Paorel

### AGENT ÉLUCIDAIRE

Le blanchissement est défini comme la rupture de la symbiose corail-algue, ce qui signifie que les Symbiodiniaceae sont expulsées de la colonie, laissant apparaître le squelette blanc à travers le tissu corallien transparent. Ce processus est une réponse générale au stress et peut être spécifique à certaines espèces de coraux, en fonction de leur tolérance à différents facteurs de stress environnementaux : variations extrêmes de température (Coles & Jokiel 1977 ; Jokiel & Coles 1990), la lumière (Toller et al., 2001 ; Lesser et al., 1990), la salinité (Van Woesik et al., 1995 ; Ferrier-Pages et al., 1999), la réduction du pH (Anthony et al., 2008), la mauvaise qualité de l'eau et l'exposition à différents polluants tels que les herbicides, le cuivre, le cyanure, le pétrole, les écrans solaires ou les sédiments (Jones, 2004 ; Cervino et al., 2003 ; Haapkylä et al., 2007 ; Danovaro et al., 2008 ; Piniak, 2007), mais peut également être déclenché par des agents infectieux (par exemple *Vibrio shiloi*, *V. coralliilyticus*) (Ben-Haim & Rosenberg, 2002). Dans les aquariums, une utilisation excessive de charbon actif et la réduction consécutive des oligo-éléments, en particulier de l'iodure, peuvent également déclencher le blanchiment des coraux (Delbeek et Sprung, 1994). Un blanchiment léger ou de courte durée est souvent réversible, mais s'il devient prolongé ou grave, il peut entraîner la mort de la colonie (Baker & Cunning, 2015).



Changement de couleur



Irrégulier



Diffus



Focale



Multifocale



Global

## SOLUTION PROPOSÉE

Si une colonie de coraux montre des signes de blanchiment ou de pâleur, vous devriez probablement vérifier les paramètres physico-chimiques du bac. Cependant, une colonie pâle n'est pas nécessairement en déclin ; elle peut simplement s'adapter à un éclairage plus intense, comme cela se produit naturellement avec les coraux près de la surface. Dans certains cas, le changement de couleur résulte d'une diminution des pigments Symbiodiniaceae plutôt que de leur expulsion. Le blanchiment peut également se produire lorsque une filtration excessive au charbon actif épuise les oligo-éléments (par exemple, l'iode) essentiels aux fonctions physiologiques des symbiotes et de l'hôte (Delbeek & Sprung, 1994).

- **Déplacement** : dans un premier temps, assurez-vous que la quantité de lumière répond aux besoins de la colonie. Si le corail est exposé à une faible luminosité, déplacez-le progressivement (sur plusieurs semaines) vers une zone plus lumineuse. Si la colonie reçoit trop de lumière, déplacez-la vers une zone moins lumineuse afin de favoriser sa récupération.

Soyez prudent lorsque vous changez les lampes, car vous devrez peut-être réduire la quantité de lumière au début en surélevant le luminaire ou en tamisant l'éclairage afin d'éviter de stresser les coraux.

Pour aider une colonie à se rétablir après un blanchissement, placez-la dans un environnement stable avec un bon débit d'eau

**Prévention** : en assurant un écoulement modéré à fort, une qualité d'eau stable et une filtration chimique adéquate.

Colonie de *Pavona* avant (à gauche) et après (à droite) blanchiment © Institut océanographique de Monaco, F. Pacorel



## 4.5 Autres

## Réaction à l'e de la pigmentation

### DESCRIPTION DE LA LÉSION

Taches pigmentées irrégulières ou focales à multifocales pouvant fusionner ou se diffuser à la surface de la colonie. Les lésions peuvent être gonflées et prendre différentes formes, apparaissant généralement roses/violettes sur *les Porites* spp. et bleuâtres sur *les Acropora* spp.



Escargot Vermetidae sur *Acropora*, réponse pigmentaire bleue. J.C. Delbeek © California Academy of Sciences

### AGENT ÉTIOLOGIQUE

Ce type de lésions semble être une « réponse inflammatoire » du tissu corallien lorsqu'il a été endommagé par une blessure (Palmer et al., 2009). Des réponses pigmentaires peuvent donc être observées autour des zones de perte de tissu causées par des prédateurs, des organismes foreurs, l'abrasion par les algues, des cassures, etc.

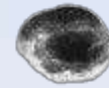
Pigmentation rose *des porites* en réponse aux morsures de poissons (Palmer et al., 2009)



Changement de couleur



Irrégulières



Diffuse



Focales



Multifocales



Coalescentes

**SOLUTION PROPOSÉE**

La réponse pigmentaire apparaît dans les zones où le tissu corallien est endommagé et est souvent associée à d'autres types de lésions. À moins que vous ne remarquiez que les taches pigmentaires se multiplient et compromettent la santé de la colonie (par exemple, prédation répétée), vous ne devez pas vous inquiéter, car la coloration s'estompe généralement avec le temps. Sinon, vous pouvez vous référer aux autres fiches techniques pour trouver une solution appropriée.



## Bibliographie

- Abelson, A., Galil, B. S., & Loya, Y. (1991). Modifications squelettiques chez les coraux durs causées par la présence de crabes : avantages hydrodynamiques pour l'alimentation des crabes. *Symbiose*.
- Achatz, J. G., & Hooge, M. D. (2006). Convolutidae (Acoela) de Tanzanie. *Zootaxa*, 1362(1), 1-21-1-21.
- Acropora Red Bugs*. (2016). Reefs.Com. <https://reefs.com/pest/acropora-red-bugs/>
- Adams, J. (2020). *Le nudibranche mangeur de Montipora a enfin un nom : Phestilla subodiosus*. Reef Builders | Le blog sur les récifs et les aquariums d'eau de mer. <https://reefbuilders.com/2020/02/05/montipora-eating-nudibranch-finally-have-a-name-pestilla-subodiosus/>
- Aeby, G. S. (1998). *Interactions entre le trématode digénétique Podocotyloides stenometra, son hôte intermédiaire corallien et son hôte définitif, le poisson-papillon : implications écologiques et évolutives* [thèse de doctorat].
- Aeby, G. S. (2003). Les coraux du genre Porites sont sensibles à l'infection par un trématode larvaire. *Coral Reefs*, 22, 216-216. <https://doi.org/10.1007/s00338-003-0310-9>
- Aeby, G. S., Williams, G. J., Franklin, E. C., Haapkyla, J., Harvell, C. D., Neale, S., Page, C. A., Raymundo, L., Vargas-Ángel, B., Willis, B. L., Work, T. M., & Davy, S. K. (2011). Les anomalies de croissance chez les genres de coraux Acropora et Porites sont étroitement liées à la densité des hôtes et à la taille de la population humaine dans l'Indo-Pacifique. *PLoS one*, 6(2), e16887. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0016887>
- Aeby, G. S., Work, T. M., Runyon, C. M., Shore-Maggio, A., Ushijima, B., Videau, P., Beurmann, S., & Callahan, S. M. (2015). Premier cas recensé de maladie de la bande noire dans l'archipel hawaïen : réponse, état de l'épidémie, virulence et méthode de traitement. *PLOS ONE*, 10(3), e0120853. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0120853>
- Alker, A., Kim, K., Dube, D., & Harvell, C. (2004). Induction localisée d'une réponse généralisée contre plusieurs agents biotiques chez les gorgones des Caraïbes. *Coral Reefs*, 23, 397-405. <https://doi.org/10.1007/s00338-004-0405-y>
- Anderson, D. T. (1992). Structure, fonction et phylogénie des balanes vivant dans les coraux (Cirripedia, Balanoidea). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 106(4), 277-339. <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1992.tb01249.x>
- Anthony, K. R. N., Kline, D. I., Diaz-Pulido, G., Dove, S., & Hoegh-Guldberg, O. (2008). L'acidification des océans provoque le blanchiment et la perte de productivité des constructeurs de récifs coralliens. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105(45), 17442-17446. <https://doi.org/10.1073/pnas.0804478105>
- Antonius, A. A., & Lipscomb, D. (2000). Premier protozoaire destructeur de coraux identifié dans l'Indo-Pacifique. *Bulletin de recherche sur les atolls*.
- Arboleda, M. D., & Reichardt, W. T. (2010). Vibrio sp. responsable de la maladie des taches blanches ulcéreuses chez Porites. *Diseases of Aquatic Organisms*, 90(2), 93-104.
- Atad, I., Zvuloni, A., Loya, Y., & Rosenberg, E. (2012). Thérapie phagique de la maladie de type peste blanche de Favia favaus en mer Rouge. *Récifs coralliens*, 31(3), 665-670. <https://doi.org/10.1007/s00338-012-0900-5>
- Baker, A. C., & Cunning, R. (2015). Le « blanchiment » des coraux comme réponse généralisée au stress causé par les perturbations environnementales. Dans *Diseases of Coral* (p. 396-409). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch30>
- Barneah, O., Brickner, I., Hooge, M., Weis, V. M., & Benayahu, Y. (2007). Première preuve de transmission maternelle d'endosymbiontes algues au stade ovocytaire chez un hôte triploblastique, avec observations sur la reproduction chez Waminoa brickneri (Acoelomorpha). *Invertebrate Biology*, 126(2), 113-119. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7410.2007.00082.x>
- Bartlett, T. C. (2013). *Systèmes expérimentaux à petite échelle pour la recherche sur les coraux : considérations, planification et recommandations*. <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:133498040>
- Barton, J. (2020). *Atténuer l'impact du ver plat Prosthlostomum acroporae, qui se nourrit d'Acropora, sur les colonies de coraux Acropora en captivité* [Doctorat, Université James Cook]. <https://doi.org/10.25903/n8p7-d341>
- Barton, J. A., Bourne, D. G., Humphrey, C., & Hutson, K. S. (2020). Parasites et invertébrés associés aux coraux qui ont un impact sur la santé des coraux. *Reviews in Aquaculture*, 12(4), 2284-2303. <https://doi.org/10.1111/raq.12434>
- Barton, J., Humphrey, Bourne, D., & Hutson, K. S. (2020). Lutte biologique contre les vers plats mangeurs d'Acropora dans l'aquaculture corallienne. *Aquaculture Environment Interactions*, 12, 61-66.
- Barton, J., Neil, R., Humphrey, C., Bourne, D., & Hutson, K. (2021). Efficacité des traitements chimiques contre les infestations de vers plats se nourrissant d'Acropora. *Aquaculture*, 532, 735978. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735978>
- Baums, I., Miller, M., & Szmant, A. (2003). Écologie d'un gastéropode corallivore, Coralliophila abbreviata, sur deux hôtes scléactiniaires. I : Structure des populations d'escargots et de coraux. *Biologie marine*, 142, 1083-1091. <https://doi.org/10.1007/s00227-003-1024-9>

- Ben-Haim, Y., Rosenberg, E. (2002). Une nouvelle espèce pathogène *Vibrio* sp. du corail *Pocillopora damicornis*. *Biologie marine* 141, 47–55. <https://doi.org/10.1007/s00227-002-0797-6>
- Bergsma, G. S. (2009). Les symbiotes coralliens vivant dans des tubes induisent des changements morphologiques importants chez *Montipora*. *Symbiosis*, 49(3), 143-150. <https://doi.org/10.1007/s13199-009-0047-5>
- Birkeland, C. (1989). L'influence des échinodermes sur les communautés des récifs coralliens. *Echinoderm Studies*, 3, 1-79.
- Bok, M. J., Porter, M. L., ten Hove, H. A., Smith, R., & Nilsson, D.-E. (2017). Les yeux radiolaires des vers serpulidés (Annelida, Serpulidae) : structures, fonction et phototransduction. *The Biological Bulletin*, 233(1), 39-57. <https://doi.org/10.1086/694735>
- Borneman, E. H. (2002). *Infections bactériennes : réponse aux récentes « Reef Notes »*. Reefkeeping. <https://reefkeeping.com/issues/2002-05/eb/feature/index.php>
- Borneman, E. H. (2004). *It's a Small World, After All*. Reefkeeping. <https://reefkeeping.com/issues/2004-06/eb/index.php>
- Borneman, E. H., & Lowrie, J. (2001). Advances in captive husbandry and propagation : An easily utilized reef replenishment means from the private sector? *Bulletin of Marine Science*, 69, 897-913.
- Bourne, D., Ainsworth, T., & Willis, B. (2015). *White Syndromes of Indo-Pacific Corals* (p. 300-315). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch21>
- Bromley, R. G. (1975). Analyse comparative de la bioérosion fossile et récente des échinides. *Paléontologie*, 18(4), 725-739. Bruckner, A. W., & Riegl, B. (2015). *Maladies à bandes jaunes* (p. 376-386). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch27>
- Bruckner, A. W. (2015). Syndromes blancs des coraux constructeurs de récifs de l'Atlantique Ouest. Dans *Diseases of Coral* (p. 316-332). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch22>
- Bruckner, A. W., & Bruckner, R. J. (2015). Lésions mécaniques et corallivorie. Dans *Diseases of Coral* (p. 242-265). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch17>
- Bruckner, A. W., Bruckner, R. J., & Sollins, P. (2000). Prédation des poissons-perroquets sur les coraux vivants : « morsures ponctuelles » et « morsures ciblées ». *Coral Reefs*, 19(1), 50-50. <https://doi.org/10.1007/s003380050225>
- Carl, M. (2008). Prédateurs et ravageurs des coraux en captivité. Dans *Advances In Coral Husbandry In Public Aquariums* (Vol. 2, p. 31-36). Carpenter, R. C. (1997). Prédateurs et brouteurs invertébrés. *Vie et mort des récifs coralliens*. Chapman and Hall, New York, 198-229. Cervino, J. M., Hayes, R. L., Honovich, M., Goreau, T. J., Jones, S., & Rubec, P. J. (2003). Changements dans la densité des zooxanthelles, morphologie et de l'indice mitotique chez les coraux hermatypiques et les anémones exposés au cyanure. *Marine Pollution Bulletin*, 46(5), 573-586. [https://doi.org/10.1016/S0025-326X\(03\)00071-7](https://doi.org/10.1016/S0025-326X(03)00071-7)
- Cervino, J. M., Thompson, F. L., Gomez-Gil, B., Lorence, E. A., Goreau, T. J., Hayes, R. L., Winiarski-Cervino, K. B., Smith, G. W., Huguen, K., & Bartels, E. (2008). Le groupe central *Vibrio* induit la maladie de la bande jaune chez les coraux constructeurs de récifs des Caraïbes et de l'Indo-Pacifique. *Journal of Applied Microbiology*, 105(5), 1658-1671. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2008.03871.x>
- Cheng, Y. R., & Dai, C. F. (2010). Les copépodes endosymbiotiques peuvent se nourrir des zooxanthelles de leur hôte corallien, *Pocillopora damicornis*. *Coral Reefs*, 29(1), 13-18. <https://doi.org/10.1007/s00338-009-0559-8>
- Cheng, Y. R., Mayfield, A. B., Meng, P. J., Dai, C. F., & Huys, R. (2016). Copépodes associés aux coraux scléactiniaires : liste mondiale et étude de cas de leur impact sur le corail constructeur de récifs *Pocillopora damicornis* (Linnaeus, 1758) (Pocilloporidae). *Zootaxa*, 4174(1), 291-345. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4174.1.20>
- Christie, B. L., & Raines, J. A. (2016). Effet d'une formulation otique de milbémycine oxime sur les *Tegastes acroporanus* infestant les coraux. *Journal of Aquatic Animal Health*, 28(4), 235-239. <https://doi.org/10.1080/08997659.2016.1206636>
- Cole, A., Pratchett, M., & Jones, G. (2008). Diversité et importance fonctionnelle des poissons se nourrissant de coraux dans les récifs coralliens tropicaux. *Fish and Fisheries*, 9, 286-307. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2979.2008.00290.x>
- Coles, S. L., & Jokiel, P. L. (1977). Effets de la température sur la photosynthèse et la respiration chez les coraux hermatypiques. *Marine Biology*, 43(3), 209-216. <https://doi.org/10.1007/BF00402313>
- Cook, P. A., Stewart, B. A., & Achituv, Y. (1991). La relation symbiotique entre l'hydrocorail *Millepora dichotoma* et le balane *Savignium milleporum*. Dans R. B. Williams, P. F. S. Cornelius, R. G. Hughes, & E. A. Robson (Eds.), *Biologie des cœlentérés : recherches récentes sur les cnidaires et les cténophores* (p. 285-290). Springer Pays-Bas.
- Maladies des coraux — Arbre décisionnel diagnostique*. (s. d.). Consortium sur les maladies et la santé des coraux. Consulté le 27 novembre 2024, à l'adresse <https://cdhc.noaa.gov/coral-disease/decision-tree/>
- Dalton, S., Godwin, S., Smith, S., & Pereg, L. (2010). Syndrome blanc subtropical australien : une maladie corallienne transmissible et dépendante de la température. *Marine and Freshwater Research - MAR FRESHWATER RES*, 61. <https://doi.org/10.1071/MF09060>

- Danovaro, R., Bongiorno, L., Corinaldesi, C., Giovannelli, D., Damiani, E., Astolfi, P., Greci, L., & Pusceddu, A. (2008). Les écrans solaires provoquent le blanchiment des coraux en favorisant les infections virales. *Environmental Health Perspectives*, 116(4), 441-447. <https://doi.org/10.1289/ehp.10966>
- Delbeek, J. C., & Sprung, J. (1994). *L'aquarium récifal. Guide complet pour l'identification et l'entretien des invertébrés marins tropicaux* (Vol. 1). États-Unis : Ricordea Publishing ; ISBN 1 883693 12 8.
- Delbeek, J. C., & Sprung, J. (2005). *L'aquarium récifal : science, art et technologie* (Vol. 3). États-Unis : Ricordea Publishing ; ISBN 1-883693-14-4.
- Denner, E. B. M., Smith, G. W., Busse, H.-J., Schumann, P., Narzt, T., Polson, S. W., Lubitz, W., & Richardson, L. L. (2003). *Aurantimonas corallicida* gen. Nov., sp. Nov., l'agent causal de la peste blanche de type II sur les coraux scléactiniaires des Caraïbes. Dans *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* (Vol. 53, Numéro 4, p. 1115-1122). Microbiology Society. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.02359-0>
- Dojiri, M. (1988). *Isomolgus desmotes*, nouveau genre, nouvelle espèce (Lichomolgidae), un copépode poecilostome gallicole provenant du corail scléactiniaire *Seriatopora hystrix* Dana en Indonésie, avec une revue des crustacés gallicoles des anthozoaires. *Journal of Crustacean Biology*, 8, 99-109. <https://doi.org/10.2307/1548435>
- Ehlers, A. (2017). *Que mangent les vers plats Acropora et comment les traiter*. Reef Builders | Le blog sur les aquariums récifaux et d'eau de mer. <https://reefbuilders.com/2017/01/09/what-are-acropora-eating-flatworms-and-how-to-treat-them/>
- Faulwetter, S. (2016). *Hermodice carunculata* [Photographie]. Flickr. <https://www.flickr.com/photos/sarahfaulwetter/2853086461/>. (Licence Creative Commons CC BY-NC-SA 2.0)
- Ferrier-Pagès, C., Gattuso, J.-P., & Jaubert, J. (1999). Effet de petites variations de salinité sur les taux de photosynthèse et de respiration du corail zooxanthellé *Stylophora pistillata*. *Marine Ecology Progress Series*, 181, 309-314.
- Frederich, B., Olivier, D., Gajdzik, L., & Parmentier, E. (2016). *Écologie trophique des poissons-demoiselles* (p. 153-167).
- Geiser, D. M., Taylor, J. W., Ritchie, K. B., & Smith, G. W. (1998). Cause of sea fan death in the West Indies. *Nature*, 394(6689), 137-138. <https://doi.org/10.1038/28079>
- Gignoux-Wolfsohn, S. A., Marks, C. J., & Vollmer, S. V. (2012). Transmission de la maladie de la bande blanche chez le corail menacé *Acropora cervicornis*. *Scientific Reports*, 2(1), 804. <https://doi.org/10.1038/srep00804>
- Gil-Agudelo, D. L., Smith, G. W., & Weil, E. (2006). L'agent pathogène responsable de la maladie de la bande blanche de type II à Porto Rico. *Revista de biologia tropical*, 54, 59-67.
- Gil-Agudelo, D., Smith, G., Garzón-Ferreira, J., Weil, E., & Petersen, D. (2004). *La maladie des taches sombres et la maladie de la bande jaune, deux maladies coralliennes mal connues et très répandues dans les récifs des Caraïbes* (p. 337-349). [https://doi.org/10.1007/978-3-662-06414-6\\_19](https://doi.org/10.1007/978-3-662-06414-6_19)
- Gladfelter, W. B. (1982). La maladie de la bande blanche chez *Acropora palmata* : implications pour la structure et la croissance des récifs peu profonds. *Bulletin of marine Science*, 32(2), 639-643.
- Glynn, P. W., Wellington, G. M., & Birkeland, C. (1979). Croissance des récifs coralliens aux Galapagos : limitation par les oursins. *Science*, 203(4375), 47-49. <https://doi.org/10.1126/science.203.4375.47>
- Gochfeld, D. J. (2010). Les demoiselles territoriales facilitent la survie des coraux en leur offrant une défense collective contre les prédateurs. *Marine Ecology-progress Series - MAR ECOL-PROGR SER*, 398, 137-148. <https://doi.org/10.3354/meps08302>
- Gochfeld, D. J., & Aeby, G. S. (1997). Contrôle des populations du nudibranche *Phestilla sibogae*, qui se nourrit de coraux, par les poissons et les crustacés prédateurs. *Marine Biology*, 130(1), 63-69. <https://doi.org/10.1007/s002270050225>
- Griffin, S. P., García, R. P., & Weil, E. (2003). Bioérosion dans les communautés de récifs coralliens du sud-ouest de Porto Rico par l'oursin *Echinometra viridis*. *Marine Biology*, 143(1), 79-84. <https://doi.org/10.1007/s00227-003-1056-1>
- Haapkylä, J., Ramade, F., & Salvat, B. (2007). Pollution pétrolière sur les récifs coralliens : état des connaissances et besoins en matière de gestion. *Vie et Milieu*, 57.
- Hadfield, M. G., Kay, E. A., Gillette, M. U., & Lloyd, M. C. (1972). Les vermetidae (Mollusca : Gastropoda) des îles hawaïennes. *Marine Biology*, 12(1), 81-98. <https://doi.org/10.1007/BF00347431>
- Hendelberg, J., & Åkesson, B. (1988). *Convolutriloba retrogemma* gen. Et sp. N., un turbellarien (Acoela, Platyhelminthes) avec une polarité inversée des bourgeons reproducteurs. *Fortschritte der Zoologie*, 36, 321-327.
- Herring, P. J. (1972). Observations sur la répartition et les habitudes alimentaires de certains échinides littoraux de Zanzibar. *Journal of Natural History*, 6(2), 169-175. <https://doi.org/10.1080/00222937200770161>
- Hoeksema, B. W., Smith-Moorhouse, A., Harper, C. E., van der Schoot, Roel, J., Timmerman, R. F., Spaargaren, R., & Langdon-Down, S. J. (2022). Le tissu noir du manteau des moules endolithiques (*Leiosolenus* spp.) recouvre les orifices des trous de forage dans les coraux des récifs des Caraïbes. *Diversity*, 14(5). <https://doi.org/10.3390/d14050401>

- Hoeksema, B. W., Timmerman, R. F., Spaargaren, R., Smith-Moorhouse, A., van der Schoot, R. J., Langdon-Down, S. J., & Harper, C. E. (2022). Modifications morphologiques et blessures des coraux causées par les vers symbiotiques plumeux (Sabellidae) dans les Caraïbes. *Diversité*, 14(5). <https://doi.org/10.3390/d14050332>
- Hoeksema, B. W., Wels, D., van der Schoot, R. J., & ten Hove, H. A. (2019). Lésions coralliennes causées par *Spirobranchus opercula* avec et sans algues épibiotiques à Curaçao. *Marine Biology*, 166(5), 60. <https://doi.org/10.1007/s00227-019-3504-6>
- Hu, J., Zhang, Y., Yiu, S. K. F., Xie, J., & Qiu, J.-W. (2020). Une nouvelle espèce de nudibranche prédateur (Gastropoda : Trinchessiidae) du corail scléactiniaire *Goniopora*. *Études zoologiques*, 59. <https://doi.org/10.6620/ZS.2020.59-62>
- Hudson, J. (2000). *Premiers secours pour les coraux massifs infectés par la maladie de la bande noire, Phormidium corallyticum : un aspirateur sous-marin et un produit d'étanchéité post-traitement pour limiter la réinfection*.
- Hughes, R. N., & Lewis, A. H. (1974). Sur la répartition spatiale, l'alimentation et la reproduction du gastéropode vermétéid *Dendropoma maximum*. *Journal of Zoology*, 172(4), 531-547. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1974.tb04383.x>
- Ivanenko, V. N., Moudrova, S. V., Bouwmeester, J., & Berumen, M. L. (2014). Premier rapport sur les corallites tubulaires sur *Stylophora* causées par un crustacé copépode symbiotique. *Coral Reefs*, 33(3), 637-637. <https://doi.org/10.1007/s00338-014-1186-6>
- Ivanenko, V. N., Nikitin, M. A., & Hoeksema, B. W. (2017). Taches violettes multiples sur l'éventail de mer des Caraïbes *Gorgonia ventalina* causées par des copépodes parasites à Saint-Eustache, dans les Caraïbes néerlandaises. *Marine Biodiversity*, 47(1), 79-80. <https://doi.org/10.1007/s12526-015-0428-3>
- Johnson, M. S., & Cumming, R. L. (1995). Distinction génétique de trois espèces répandues et morphologiquement variables de *Drupella* (Gastropoda, Muricidae). *Coral Reefs*, 14(2), 71-78. <https://doi.org/10.1007/BF00303426>
- Jokiel, P. L., & Coles, S. L. (1990). Réaction des coraux hawaïens et autres coraux des récifs indo-pacifiques à une température élevée. *Coral Reefs*, 8(4), 155-162. <https://doi.org/10.1007/BF00265006>
- Jokiel, P. L., & Townsley, S. J. (1974). *Biologie du polyclade Prosthlostomum (Prosthlostomum) sp., un nouveau parasite corallien originaire d'Hawaï*. <http://hdl.handle.net/10125/1154>
- Jones, R. (2004). Test du modèle de « photo-inhibition » du blanchiment des coraux à l'aide d'inhibiteurs chimiques. *Marine Ecology Progress Series*, 284. <https://doi.org/10.3354/meps284133>
- Kaufman, L. (1977). *Le poisson-demoiselle à trois taches : effets sur le biote benthique des récifs coralliens des Caraïbes*.
- Kim, I.-H., & Yamashiro, H. (2007). Deux espèces de copépodes poecilostomatoïdes vivant dans les galles des coraux scléactiniaires à Okinawa, au Japon. *Journal of Crustacean Biology*, 27(2), 319-326. <https://doi.org/10.1651/S-2745.1>
- Kim, K., & Rypien, K. (2015). Aspergilliose des coraux éventails de la mer des Caraïbes, *Gorgonia* spp. Dans *Diseases of Coral* (p. 236-241). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch16>
- Kline, D. I., & Vollmer, S. V. (2011). La maladie de la bande blanche (type I) des coraux acroporidés menacés d'extinction des Caraïbes est causée par des bactéries pathogènes. *Scientific Reports*, 1(1), 7. <https://doi.org/10.1038/srep00007>
- Knop, D. (2020). *Trojaner im Meerwasseraquarium : Unerwünschte Aquariengäste erkennen und bekämpfen* (3e édition). Natur und Tier.
- Kropp, R. K. (1986). Feeding Biology and Mouthpart Morphology of Three Species of Coral Gall Crabs (Decapoda : Cryptochiridae). *Journal of Crustacean Biology*, 6(3), 377-384. <https://doi.org/10.1163/193724086X00235>
- Kunihiro, S., Farenzena, Z., Hoeksema, B. W., Groenenberg, D. S. J., Hermanto, B., & Reimer, J. D. (2019). Diversité morphologique et phylogénétique de *Waminoa* et des vers plats similaires (Acoelomorpha) dans l'océan Pacifique occidental. *Zoology*, 136, 125692. <https://doi.org/10.1016/j.zool.2019.06.002>
- Lasker, H. R., Coffroth, M. A., & Fitzgerald, L. M. (1988). Comportements alimentaires de *Cyphoma gibbosum* sur les octocoralliaires : rôles du choix de l'hôte et des préférences alimentaires. *The Biological Bulletin*, 174(3), 254-266.
- Leewis, R., Wijgerde, T., Laterveer, M., & Osinga, R. (2009). *Coralzoo Book of Protocols. Zoo de Rotterdam, Rotterdam, Pays-Bas*.
- Lesser, M., Stochaj, W., Tapley, D., & Shick, J. M. (1990). Blanchiment des anthozoaires des récifs coralliens : effets de l'irradiance, du rayonnement ultraviolet et de la température sur les activités des enzymes protectrices contre l'oxygène actif. *Coral Reefs*, 8, 225-232. <https://doi.org/10.1007/BF00265015>
- Libert, F. (2018). *Poisson-baliste titan* [Photographie]. Flickr. <https://www.flickr.com/photos/zsispeo/42264067771/>. (Licence Creative Commons CC BY-NC-SA 2.0)
- Liu, J. C. W., Hoeg, J. T., & Chan, B. K. K. (2016). Comment les balanes coralliennes commencent-elles leur vie chez leurs hôtes ? *Biology Letters*, 12(6), 20160124. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2016.0124>
- Lobban, C. S., Raymundo, L. M., & Montagnes, D. J. S. (2011). *Porpostoma guamensis* n. Sp., un scuticocilié philastérine associé à la maladie des bandes brunes des coraux. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 58(2), 103-113.
- Longin T. Kaczmarzsky. (2006). Dynamique des maladies des coraux dans le centre des Philippines. *Diseases of Aquatic Organisms*, 69(1), 9-21.

- Luna, G. M., Biavasco, F., & Danovaro, R. (2007). Bactéries associées à la nécrose tissulaire rapide des coraux durs. *Microbiologie environnementale*, 9(7), 1851-1857. <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2007.01287.x>
- Martin, D., Gil, J., Abgarian, C., Evans, E., Turner, E. M., & Nygren, A. (2015). *Proceraea janetae* sp. Nov. (Annelida, Syllidae, Autolytinae), un corail sclérectiniaire se nourrissant de Grand Cayman Island. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 95(4), 703-712. Cambridge Core. <https://doi.org/10.1017/S0025315414001428>
- McClanahan, T. R., Maina, J., Starger, C. J., Herron-Perez, P., & Dusek, E. (2005). Facteurs nuisibles à la récupération des coraux après le blanchissement. *Coral Reefs*, 24(2), 230-246. <https://doi.org/10.1007/s00338-004-0471-1>
- Miller, C. V., May, L. A., Moffitt, Z. J., & Woodley, C. M. (2020). Traitements exploratoires pour la maladie de perte de tissu corallien : corail pilier (*Dendrogyra cylindrus*).
- Molodtsova, T. N., Britayev, T. A., & Martin, D. (2016). Les cnidaires et leurs symbiotes polychètes. Dans S. Goffredo & Z. Dubinsky (Éds.), *Les cnidaires, passé, présent et futur : le monde de Méduse et de ses sœurs* (p. 387-413). Springer International Publishing. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-31305-4\\_25](https://doi.org/10.1007/978-3-319-31305-4_25)
- Motta, P. J. (1988). Morphologie fonctionnelle de l'appareil alimentaire de dix espèces de poissons-papillons du Pacifique (Perciformes, Chaetodontidae) : une approche écomorphologique. *Environmental Biology of Fishes*, 22, 39-67.
- Moyer, J. T., & Sano, M. (1987). Habitudes alimentaires de deux poissons ostracodés sympatriques à Miyake-jima, Japon. *Japanese Journal of Ichthyology*, 34(1), 108-112.
- Neudecker, S. (1977). EXPÉRIENCES DE TRANSPLANTATION POUR TESTER L'EFFET DU BROUTAGE DES POISSONS SUR LA DISTRIBUTION DES CORAUX.
- Ogunlana, M. V., Hooge, M. D., Tekle, Y. I., Benayahu, Y., Barneah, O., & Tyler, S. (2005). *Waminoa brickneri* n. Sp.(Acoela : Acoelomorpha) associé aux coraux de la mer Rouge. *Zootaxa*, 1008(1), 1-11-1-11.
- Owada, M. (2007). Morphologie fonctionnelle et phylogénie des bivalves foreurs *Leiosolenus* et *Lithophaga* (Bivalvia : Mytilidae) : un troisième clade fonctionnel. *Marine Biology*, 150(5), 853-860. <https://doi.org/10.1007/s00227-006-0409-y>
- Page, C. A., Crôquer, A., Bastidas, C., Rodríguez, S., Neale, S. J., Weil, E., & Willis, B. L. (2015). Infections par le cilié *Halofolliculina* sur les coraux (maladie érodant le squelette). Dans *Diseases of Coral* (p. 361-375). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch26>
- Palmer, C., Modi, C., & Mydlarz, L. (2009). Les protéines fluorescentes des coraux comme antioxydants. *PLoS one*, 4, e7298. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0007298>
- Papke, E., Carreiro, A., Dennison, C., Deutsch, J. M., Isma, L. M., Meiling, S. S., Rossin, A. M., Baker, A. C., Brandt, M. E., Garg, N., Holstein, D. M., Traylor-Knowles, N., Voss, J. D., & Ushijima, B. (2024). Maladie entraînant la perte de tissu des coraux durs : examen de son émergence, de ses impacts, de son étiologie, de son diagnostic et des interventions possibles. *Frontiers in Marine Science*, 10. <https://www.frontiersin.org/journals/marine-science/articles/10.3389/fmars.2023.1321271>
- Patterson, K. L., Porter, J. W., Ritchie, K. B., Polson, S. W., Mueller, E., Peters, E. C., Santavy, D. L., & Smith, G. W. (2002). L'étiologie de la variole blanche, une maladie mortelle du corail corne d'élan des Caraïbes, *Acropora palmata*. *Actes de l'Académie nationale des sciences*, 99(13), 8725-8730.
- Patton, W. K. (1994). Distribution et écologie des animaux associés aux coraux ramifiés (*Acropora* Spp.) de la Grande Barrière de Corail, en Australie. *Bulletin of Marine Science*, 55(1), 193-211.
- Pelose, G., Blanco-Pimentel, M., Calle-Triviño, J., Leon, A., Galván, V., Schopmeyer, S., Foster, D., Harms, E., Burdett, C., & Morikawa, M. K. (2024). Nouveau protocole de traitement ex situ de la maladie de perte de tissu corallien. <https://www.protocols.io/view/novel-ex-situ-stony-coral-tissue-loss-disease-trea-dmwv47e6>
- Peters, E. C., Halas, J. C., & McCarty, H. B. (1986). Néoplasmes calicoblastiques chez *Acropora palmata*, avec une revue des rapports sur les anomalies de croissance et de forme chez les coraux. *Journal of the National Cancer Institute*, 76(5), 895-912.
- Piniak, G. A. (2007). Effets de deux types de sédiments sur le rendement fluorescent de deux coraux sclérectiniaires hawaïens. *Marine Environmental Research*, 64(4), 456-468. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2007.04.001>
- Pratchett, M. S., Graham, N. A. J., Sheppard, C. R. C., & Mayes, B. (2010). Les infestations de *Cymomelanodactylus* sont-elles en train de tuer *Acropora cytherea* dans l'archipel des Chagos ? *Coral Reefs*, 29(4), 941-941. <https://doi.org/10.1007/s00338-010-0654-x>
- Randall, C. J., Whitcher, E. M., Code, T., Pollock, C., Lundgren, I., Hillis-Starr, Z., & Muller, E. M. (2018). Méthodes d'essai pour atténuer la maladie des bandes jaunes dans les Caraïbes sur *Orbicella faveolata*. *PeerJ*, 6, e4800. <https://doi.org/10.7717/peerj.4800>
- Randall, J. E. (1967). *Habitudes alimentaires des poissons de récif des Antilles* (Vol. 5). Institut des sciences marines, Université de Miami Coral Gables, FL, États-Unis.
- Randall, J. E., Allen, G. R., & Steene, R. C. (1998). Les poissons de la Grande Barrière de Corail et de la mer de Corail. Université d'Hawaï Press. Rawlinson, K. A., Gillis, J. A., Billings, R. E., & Borneman, E. H. (2011). Taxonomie et cycle biologique du ver plat *Amakusaplana acroporae* nov. sp. (Polycladida : Prosthiostomidae) qui se nourrit d'*Acropora*. *Coral Reefs*, 30(3), 693-705. <https://doi.org/10.1007/s00338-011-0745-3>

- Rawlinson, K. A., & Stella, J. S. (2012). Découverte du ver plat polyclade corallivore *Amakusaplana acroporae* sur la Grande Barrière de Corail, en Australie – premier rapport sur son existence à l'état sauvage. *PLOS ONE*, 7(8), e42240. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0042240>
- Raymundo, L., Harvell, C., & Reynolds, T. (2003). Porites ulcerative white spot disease : Description, prevalence, and host range of a new coral disease affecting Indo-Pacific reefs. *Diseases of aquatic organisms*, 56, 95-104. <https://doi.org/10.3354/dao056095>
- Raymundo, L. J., & Weil, E. (2015). Maladies des coraux à bandes colorées de l'Indo-Pacifique. Dans *Maladies des coraux* (p. 333-344). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch23>
- Richardson, L. L., & Aronson, R. B. (2002). Infectious diseases of reef corals. *Proceedings of the Ninth International Coral Reef Symposium, Bali, 23-27 octobre 2000*, 2, 1225-1230.
- Richardson, L., Miller, A., Blackwelder, P., & Al Sayegh, H. (2015). *Maladies associées aux cyanobactéries à bandes colorées de l'Atlantique/des Caraïbes* (p. 345-353). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch24>
- Riddle, D. (2010). *Coraux d'aquarium : parasites des coraux durs. Insectes rouges et insectes noirs : guide d'identification, mesures préventives et revue des protocoles de traitement*. Aquariophile avancé. <https://www.advancedaquarist.com/2010/7/3/corals>
- Robertson, R. (1970). *Examen des prédateurs et parasites des coraux durs, avec une référence particulière aux gastéropodes prosobranches symbiotiques*.
- Ross, A., & Newman, W. (2000). Une nouvelle espèce de balane mangeuse de corail : première observation dans la Grande Barrière de Corail, en Australie. *Mémoires du Queensland Museum*, 45, 585-591.
- Ross, A., & Newman, W. A. (1969). *Un cirripède mangeur de corail*.
- Rudman, W. B. (1982). Taxonomie et biologie d'autres mollusques nudibranches aeolidacés et arminacés symbiotiques avec des zooxanthelles. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 74(2), 147-196. <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1982.tb01146.x>
- Sano, M. (1984). Relations alimentaires des poissons téléostéens des récifs de l'île d'Okinawa, au sud du Japon. *University Mus. University Tokyo Bull.*, 25, 1-128.
- Santiago, P., Velázquez-Alvarado, J., López-Pérez, A., Nevárez-Mélendez, J., Díaz-Druet, L.-E., Suleimán-Ramos, S., & Mercado-Molina, A. (2023). Réponse démographique et populationnelle du corail menacé *Acropora cervicornis* (Scleractinia, Acroporidae) à la corallivorie des vers de feu. *Revista de Biología Tropical*, 71, 254912. <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.v71iS1.54912>
- Schoepf, V., Herler, J., & Zuschin, M. (2010). Utilisation du microhabitat et sélection des proies par l'escargot corallivore *Drupella cornus* dans le nord de la mer Rouge. *Hydrobiologia*, 641, 45-57. <https://doi.org/10.1007/s10750-009-0053-x>
- Scott, P. J. B., & Risk, M. J. (1988). L'effet des trous forés par *Lithophaga* (Bivalvia : Mytilidae) sur la résistance du corail *Porites lobata*. *Coral Reefs*, 7(3), 145-151. <https://doi.org/10.1007/BF00300974>
- Définition de cas SCTL D.* (2018). Équipe de recherche et d'épidémiologie sur les maladies des coraux de Floride. [https://floridadep.gov/sites/default/files/Copy%20of%20StonyCoralTissueLossDisease\\_CaseDefinition%20final%2010022018.pdf](https://floridadep.gov/sites/default/files/Copy%20of%20StonyCoralTissueLossDisease_CaseDefinition%20final%2010022018.pdf)
- Shannon, T. (2007). *Photomorphorégulation : Preuve de la photorégulation comportementale de l'hôte d'un endosymbiont algal par l'acoèle *Convolutriloba retrogemma* comme moyen d'osmorégulation non métabolique*. Université de Géorgie.
- Shelyakin, P. V., Garushyants, S. K., Nikitin, M. A., Mudrova, S. V., Berumen, M., Speksnijder, A. G. C. L., Hoeksema, B. W., Fontaneto, D., Gelfand, M. S., & Ivanenko, V. N. (2018). Microbiomes des crustacés copépodes induisant des galles provenant des coraux *Stylophora pistillata* (Scleractinia) et *Gorgonia ventalina* (Alcyonacea). *Scientific Reports*, 8(1), 11563. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-29953-y>
- Sheppard, M. (2023). *Soins aux escargots bourdons : alimentation, partenaires, taille et installation de l'aquarium*. <https://www.aquariumsource.com/bumblebee-snail/>
- Shima, J. S., Osenberg, C. W., & Stier, A. C. (2010). Le gastéropode vermetidé *Dendropoma maximum* réduit la croissance et la survie des coraux. *Biology Letters*, 6(6), 815-818. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2010.0291>
- Simon-Blecher, N., Chemedanov, A., Eden, N., & Achituv, Y. (1999). Structure des fosses et relation trophique du crabe des fosses coralliennes *Cryptochirus coralliodytes*. *Marine Biology*, 134(4), 711-717. <https://doi.org/10.1007/s002270050587>
- Sisney, M. A., Cummins, R. H., & Wolfe, C. R. (2018). Incidence de la maladie de la bande noire, de la maladie de la bande brune et du syndrome blanc chez les coraux ramifiés de la Grande Barrière de Corail. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 214, 1-9. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2018.09.005>
- Sprung, J., & Delbeek, J. C. (1997). *L'aquarium récifal : guide complet pour l'identification et l'entretien des invertébrés marins tropicaux* (Vol. 2). Ricordea Pub.
- Stella, J., Pratchett, M., Hutchings, P., & Jones, G. (2011). Invertébrés associés aux coraux : diversité, importance écologique et vulnérabilité aux perturbations. *Océanographie et biologie marine*, 49, 43-104.
- Stimson, J. (1990). Stimulation de la production de corps gras dans les polypes du corail *Pocillopora damicornis* par la présence de crabes mutualistes du genre *Trapezia*. *Biologie marine*, 106(2), 211-218. <https://doi.org/10.1007/BF01314802>

- Sussman, M., Bourne, D. G., & Willis, B. L. (2006). Un seul ribotype cyanobactérien est associé à la fois aux bandes rouges et noires sur les coraux malades de Palau. *Maladies des organismes aquatiques*, 69(1), 111-118. <https://doi.org/10.3354/dao069111>
- Sutherland, K., Lipp, E., & Porter, J. (2015). *Acroporid Serratiosis* (p. 221-230). <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch14>
- Sutherland, K. P., Shaban, S., Joyner, J. L., Porter, J. W., & Lipp, E. K. (2011). Pathogène humain responsable de maladies chez le corail Eklhorn *Acropora palmata*, espèce menacée. *PLOS ONE*, 6(8), e23468. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0023468>
- Sweet, M. J., & Bythell, J. C. (2012). Communautés de ciliés et de bactéries associées au syndrome blanc et à la maladie des bandes brunes chez les coraux constructeurs de récifs. *Environmental Microbiology*, 14(8), 2184-2199. <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2012.02746.x>
- Sweet, M. J., Croquer, A., & Bythell, J. C. (2014). Un traitement antibiotique expérimental identifie des agents pathogènes potentiels de la maladie des bandes blanches chez le corail *Acropora cervicornis*, espèce menacée des Caraïbes. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 281(1788), 20140094. <https://doi.org/10.1098/rspb.2014.0094>
- Sweet, M. J., Jones, R., & Bythell, J. C. (2012). Maladies des coraux dans les aquariums et dans la nature. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 92(4), 791-801. <https://doi.org/10.1017/S0025315411001688>
- Terrana, L., Caulier, G., Todinahary, G., Lepoint, G., & Eeckhaut, I. (2016). Caractéristiques de l'infestation des coraux *Seriatopora* par le crabe gallicole *Hapalocarcinus marsupialis* Stimpson, 1859 sur la Grande Barrière de Toliara, Madagascar. *Symbiosis*, 69. <https://doi.org/10.1007/s13199-016-0391-1>
- Thomassin, B. A. (1976). Comportement alimentaire des étoiles de mer se nourrissant de feutre, d'éponge et de corail, principalement *Culcita schmideliana*. *Helgoland Marine Research*, 28(1), 51-65.
- Thompson, F. L., Barash, Y., Sawabe, T., Sharon, G., Swings, J., & Rosenberg, E. (2006). *Thalassomonas loyana* sp. Nov., agent causal de la maladie semblable à la peste blanche des coraux sur le récif corallien d'Eilat. Dans *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* (Vol. 56, Numéro 2, p. 365-368). Microbiology Society. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.63800-0>
- Toller, W. W., Rowan, R., & Knowlton, N. (2001). Repopulation des zooxanthelles dans les coraux des Caraïbes *Montastraea annularis* et *M. faveolata* après un blanchissement expérimental et associé à une maladie. *The Biological Bulletin*, 201(3), 360-373. <https://doi.org/10.2307/1543614>
- van der Meij, S. (2014). Espèces hôtes, extensions de l'aire de répartition et observation du système d'accouplement des crabes gallicoles des eaux peu profondes de l'Atlantique (Decapoda : Cryptochiridae). *Bulletin of Marine Science -Miami-*, 90, 1001-1010. <https://doi.org/10.5343/bms.2014.1017>
- van der Meij, S. E., & Schubart, C. D. (2014). Monophylie et origine phylogénétique de la famille des crabes gallicoles Cryptochiridae (Decapoda : Brachyura). *Invertebrate Systematics*, 28(5), 491-500.
- van der Schoot, R. J., & Hoeksema, B. W. (2024). Spécificité de l'hôte de la faune associée aux coraux et son importance pour la biodiversité des récifs coralliens. *International Journal for Parasitology*, 54(2), 65-88. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2023.09.002>
- Van Woesik, R., De Vantier, L. M., & Glazebrook, J. S. (1995). Effets du cyclone « Joy » sur les communautés coralliennes côtières de la Grande Barrière de Corail. *Marine Ecology Progress Series*, 128, 261-270.
- Wang, Q., Li, Y., & Zheng, X. (2019). Caractérisation morphologique et histologique d'un nouveau ver plat se nourrissant d'*Acropora* : une menace potentielle pour les coraux acroporidés en captivité. *Aquaculture*, 512, 734384. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734384>
- Wei, T.-P., Chen, H.-C., Lee, Y.-C., Tsai, M.-L., Hwang, J.-S., Peng, S.-H., & Chiu, Y.-W. (2013). POLYMORPHISME DE LA GALE CHEZ LES CRABES HABITANT LES CORAUX (DECAPODA, CRYPTOCHIRIDAE) : UNE NOUVELLE PERSPECTIVE. *Journal of Marine Science and Technology*, 21(7). <https://doi.org/10.6119/JMST-013-1223-7>
- Wijgerde, T., Schots, P., Van Onselen, E., Janse, M., Karruppannan, E., Verreth, J. A. J., & Osinga, R. (2012). Les vers plats acoelomorphes épizoïques nuisent à l'alimentation zooplanctonique du corail scléactiniaire *Galaxea fascicularis*. *Biology Open*, 2(1), 10-17. <https://doi.org/10.1242/bio.20122741>
- Williams, G. (2013). Contrasting recovery following removal of growth anomalies in the corals *Acropora* and *Montipora*. *Diseases of aquatic organisms*, 106, 181-185. <https://doi.org/10.3354/dao02652>
- Wong, K. T., Ng, T. Y., Tsang, R. H. L., & Ang, P. (2017). Première observation du nudibranche *Tenellia* se nourrissant du corail scléactiniaire *Pavona decussata*. *Coral Reefs*, 36(4), 1121-1121. <https://doi.org/10.1007/s00338-017-1603-8>
- Work, T. M., Aeby, G. S., Stanton, F. G., & Fenner, D. (2008). Prolifération fongique (hypermycose endolithique) associée à une décoloration sombre amorphe multifocale à diffuse des coraux dans l'Indo-Pacifique. *Coral Reefs*, 27(3), 663-663. <https://doi.org/10.1007/s00338-008-0374-7>
- Work, T. M., Kaczmarzky, L. T., & Peters, E. C. (2015). Anomalies de croissance squelettique chez les coraux. Dans *Diseases of Coral* (p. 291-299). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch20>
- Work, T. M., & Weil, E. (2015). Maladie des taches sombres. Dans *Maladies des coraux* (p. 354-360). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781118828502.ch25>
- Zhang, Q., Miao, M., Strüder-Kypke, M. C., Al-Rasheid, K. A. S., Al-Farraj, S. A., & Song, W. (2011). Évolution moléculaire de *Cinetochilum* et *Sathrophilus* (Protozoa, Ciliophora, Oligohymenophorea), deux genres de ciliés présentant des affinités morphologiques avec les scuticociliés. *Zoologica Scripta*, 40(3), 317-325. <https://doi.org/10.1111/j.1463-6409.2011.00473.x>





INSTITUT OCÉANOGRAPHIQUE

**Contact :**

**Olivier BRUNEL**

**Responsable de l'Aquarium**

**Tél. + 377 93 15 36 00**

**[o.brunel@oceano.org](mailto:o.brunel@oceano.org) | [oceano.org](http://oceano.org) INSTITUT**

**OCÉANOGRAPHIQUE**

**Fondation Albert Ier, Prince de Monaco Musée  
océanographique**

**Avenue Saint-Martin MC 98000 MONACO**

**Musée océanographique**

**Avenue Saint-Martin MC 98000 MONACO**

La réalisation de ce guide a bénéficié du mécénat de la Fondation  
Veolia.

