

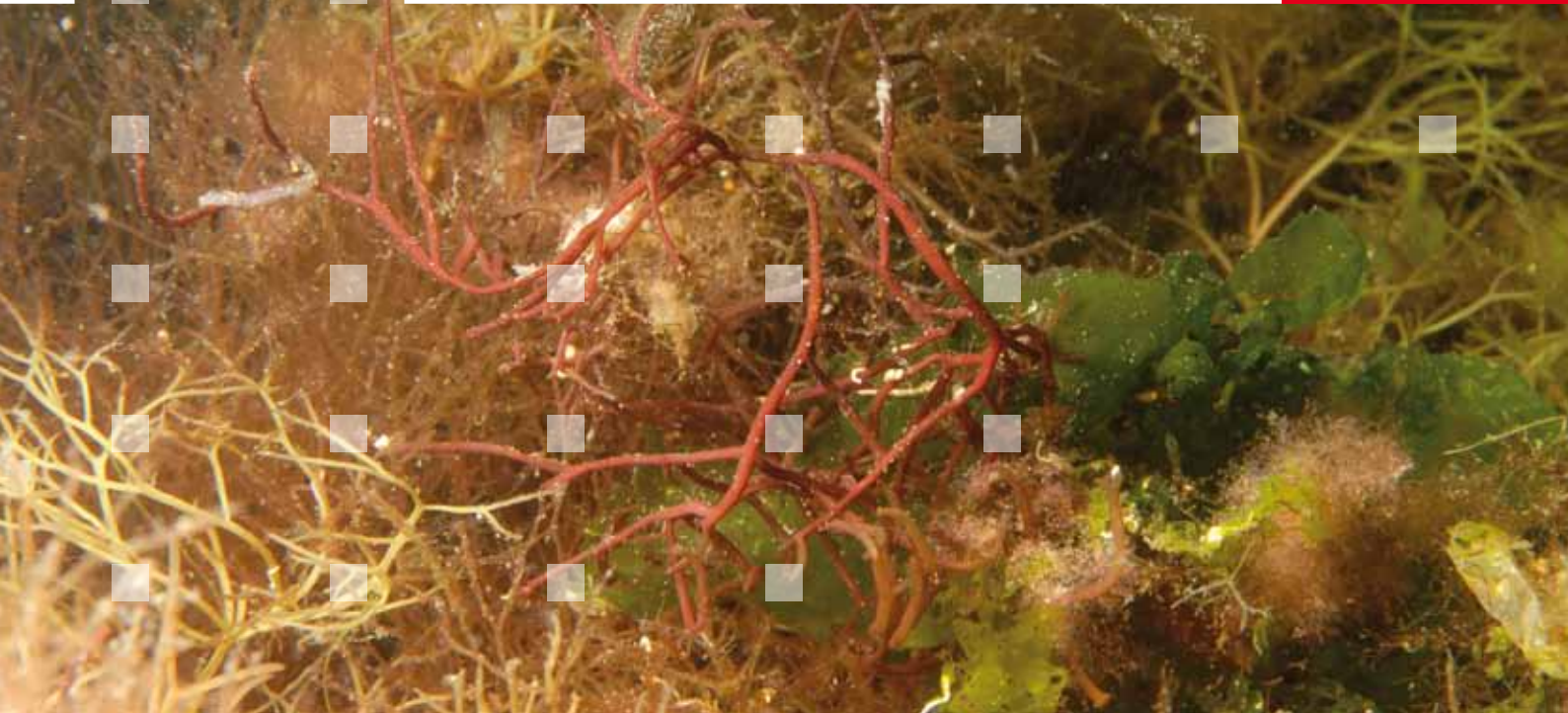
Réseau de Suivi Lagunaire

■ ■ ■ ■ ■ Languedoc-Roussillon

GUIDE DE RECONNAISSANCE ET DE SUIVI DES MACROPHYTES DES LAGUNES DU LANGUEDOC-ROUSSILLON



Cépralmar



GUIDE DE RECONNAISSANCE ET DE SUIVI DES MACROPHYTES DES LAGUNES DU LANGUEDOC-ROUSSILLON

Auteurs :

**Michel Lauret¹ & Jocelyne Oheix²,
Valérie Derolez², Thierry Laugier²**

1. Université de Montpellier II
2. Ifremer Sète, Laboratoire Environnement/Ressources LER/LR

Crédits photo :

Michel Lauret, photographies au microscope
Jocelyne Oheix, photographies en aquarium
Jocelyne Oheix et Olivier Dugornay, photographies sous-marines.

Les différentes étapes de la rédaction ont été revues et validées par un groupe de travail regroupant des représentants des organismes suivants :
Cépralmar, Région Languedoc-Roussillon, Agence de l'eau Rhône Méditerranée et Corse (AERM&C), organismes de gestion des lagunes, Pôle relais lagunes, Conservatoire des espaces naturels Languedoc-Roussillon (CEN L-R), Ifremer Sète LER/LR.

Merci pour leur contribution à :

Nicolas Dupré, Nabila Mazouni, Thibaut Rodriguez, Aurélien Daloz, Marc Barral, Laurent Moragues, Karine Dusserre, Laurence Fonbonne, Marie Romani, Mario Kleszczewski, Sonia Bertrand, Nathalie Malet.

Merci au service de communication d'Ifremer Brest, en particulier à Olivier Dugornay pour sa participation aux prises de vue sous-marines et son aide pour le travail de retouche d'images, ainsi qu'à Stéphane Lesbat pour la mise au point des prises de vue en aquarium.

Merci aux collègues du laboratoire Ifremer de Sète qui ont participé aux sorties, pour les plongées de prises de vue et les récoltes de macrophytes : Jean Barret, Gregory Messiaen, Patrik Le Gall, Serge Mortreux.

Merci à Nicolas Ganzin, Claire Rollet, Benoît Loubrieu, Cécile Breton, Axel Erhohld d'Ifremer pour leur aide à la rédaction du chapitre "La cartographie des peuplements".

Merci à Ingeborg Soulie-Märsche et à Ludovic Cesmat pour leur aide à la rédaction des fiches *Lamprothamnium* et *Valonia*.

Merci à Marc Verlaque pour ses compléments d'informations sur les espèces introduites.

En cas d'utilisation de données et d'éléments de ce document, il doit être cité sous la forme suivante :

**Réseau de Suivi Lagunaire*, 2011.
Guide de reconnaissance et de suivi des macrophytes
des lagunes du Languedoc-Roussillon : 148 pages**

* Ifremer, Cépralmar, Agence de l'Eau RM&C, Région Languedoc-Roussillon





**RSL 2007-2013 :
du suivi scientifique à l'aide à la gestion**



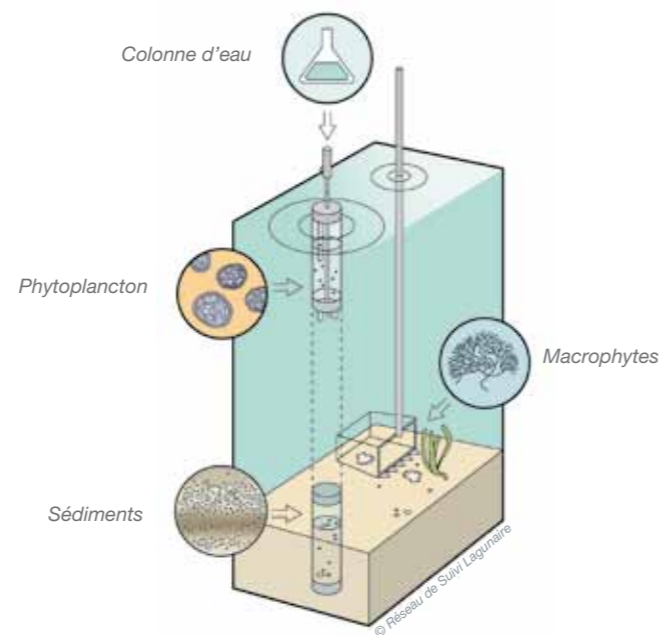
**Les objectifs du guide
de reconnaissance des macrophytes**

Ce guide concerne les espèces de **macrophytes** (macroalgues et phanérogames) rencontrées le plus fréquemment dans les lagunes du Languedoc-Roussillon. Il s'adresse aux techniciens des services de l'Etat, des collectivités et des organismes travaillant sur les milieux lagunaires de la façade méditerranéenne française.

Les objectifs visés :

- mettre à disposition des techniciens et des organismes travaillant sur les lagunes des éléments de connaissances théoriques et techniques nécessaires à la reconnaissance des espèces de macrophytes les plus fréquemment rencontrées dans les lagunes du Languedoc-Roussillon,
- donner des éléments généraux de biologie et d'écologie des différentes espèces en lien notamment avec la qualité du milieu,
- dresser un panorama synthétique des méthodes d'étude et de suivi des macrophytes.

Ce guide décrit **les principales espèces** des eaux saumâtres et marines se développant sur **substrat meuble**. Toutefois, deux espèces à forte affinité dulçaquicole présentes occasionnellement dans les lagunes du Languedoc-Roussillon font l'objet d'une fiche : *Potamogeton pectinatus* (phanérogame) et *Lamprothamnium papulosum* (charophyte). Pour une information plus complète sur les espèces d'eau douce, un guide illustré des plantes aquatiques de Camargue et de Crau (Mouronval & Baudoin, 2010) est édité par l'ONCFS (Office national de la chasse et de la faune sauvage).



Réseau de Suivi Lagunaire

Outil d'évaluation et de suivi :

- De la colonne d'eau
- Des macrophytes
- Des sédiments

Missions

- Capitalisation des savoir-faire du Réseau de Suivi Lagunaire
- Développement et transfert de méthodologies innovantes
- Transfert de connaissances sur des thématiques particulières
- Elaboration de documents techniques / Valorisation
- Synthèse et restitution de l'information collectée dans le cadre des autres réseaux existants

Documents techniques

Note technique sur les stations d'épuration

- Suivi des rejets STEP
- Suivi des impacts en lagune

Guide eutrophisation

- Eutrophisation
- Méthodologies
- Mesures de gestion

Guide macrophytes

- Connaissances générales
- Fiches de reconnaissance des macrophytes

Appui technique et aide à la gestion

- Supports pour la formation des gestionnaires locaux
- Outils de référence pour le suivi de la qualité des lagunes
- Vers de nouveaux documents techniques du RSL



Avant-propos

Contexte : le Réseau de Suivi Lagunaire (RSL)

A partir de la seconde moitié du 20^{ème} siècle, l'accroissement de la population permanente, ainsi que la forte fréquentation par la population saisonnière des territoires côtiers, ont engendré une augmentation des apports en nutriments* dans les lagunes du Languedoc-Roussillon (Figures 1 et 2). Ces apports provoquent des perturbations de l'équilibre des écosystèmes lagunaires avec une dégradation de la qualité des eaux, notamment vis-à-vis de l'eutrophisation.



L'eutrophisation est l'enrichissement en azote et phosphore d'un milieu aquatique, dû en grande partie aux apports anthropiques.

Face à ce problème majeur pour l'ensemble des lagunes et les activités économiques qui en dépendent (pêche, conchyliculture, tourisme), le Réseau de Suivi Lagunaire (RSL) a été mis en place depuis 2000 afin de diagnostiquer chaque année la qualité des eaux des étangs littoraux du Languedoc-Roussillon vis-à-vis de l'eutrophisation.

Ce réseau de suivi opérationnel, créé par la Région Languedoc-Roussillon, l'Agence de l'Eau Rhône-Méditerranée & Corse, l'Ifremer et le Cépralmar, s'inscrit dans le cadre du Schéma Directeur d'Aménagement et de Gestion des Eaux (SDAGE) Rhône-Méditerranée¹ et de l'orientation fondamentale "Prendre en compte, préserver et restaurer les zones humides".

Le RSL est destiné à accompagner les politiques régionales de préservation et de restauration des milieux lagunaires en luttant prioritairement contre l'eutrophisation.

Pour ce faire, Ifremer (opérateur scientifique du RSL) met en œuvre un suivi des différents compartiments écologiques des lagunes : colonne d'eau et phytoplancton (chaque année), macrophytes (tous les 3 ans) et sédiment (tous les 6 ans). Les résultats sont matérialisés selon un code couleur (du bleu au rouge) permettant d'établir un diagnostic clair et simple de la qualité des milieux vis-à-vis de l'eutrophisation.

Le RSL développe également des "innovations méthodologiques" qui ont pour finalité d'approfondir des questions liées à l'eutrophisation ou d'appréhender de nouvelles problématiques partagées par l'ensemble des gestionnaires de lagunes.

Au-delà du volet scientifique réalisé par Ifremer, le RSL apporte également un appui technique à l'ensemble des collectivités en charge de la gestion des lagunes. Ce volet "aide à la gestion" du RSL est piloté par le Cépralmar (opérateur technique). Il a pour objectif d'accompagner les gestionnaires pour définir et mettre en œuvre des mesures de gestion nécessaires à l'amélioration de la qualité des lagunes.

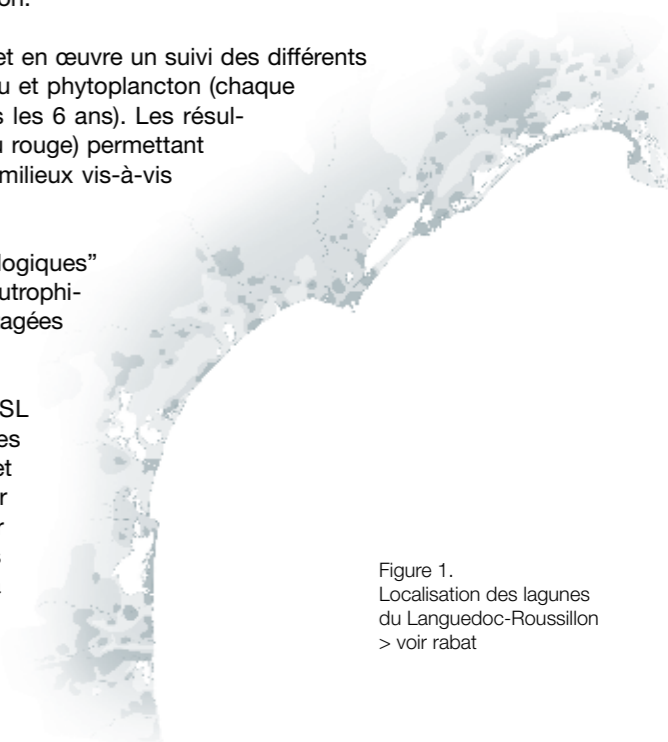


Figure 1.
Localisation des lagunes
du Languedoc-Roussillon
> voir rabat

1. AERM&C, 2010-2015 : <http://www.rhone-mediterranee.eaufrance.fr/gestion/dce/dce-sdage.php>



La nouvelle convention cadre du RSL fixe pour la période 2007-2013 des objectifs renforcés de capitalisation, de valorisation et de transfert des connaissances acquises dans le cadre du RSL vers les acteurs des milieux lagunaires, en particulier les structures locales de gestion.

La réalisation de documents techniques, comme ce guide de reconnaissance des macrophytes, la note sur le suivi des rejets des stations d'épuration (Réseau de Suivi Lagunaire, 2009) ou encore le Guide sur l'eutrophisation (Réseau de Suivi Lagunaire, à paraître), répond à cette volonté d'accompagnement des structures locales de gestion.

Les lagunes côtières

Une lagune est un plan d'eau littoral, généralement de faible profondeur, séparé de la mer par un cordon littoral appelé lido. La communication avec le milieu marin s'effectue par un ou plusieurs graus. Le caractère temporaire ou permanent de ces échanges avec la mer confère aux eaux lagunaires une salinité variable. Comprises entre terre et mer, les lagunes reçoivent de nombreux apports du bassin versant*.

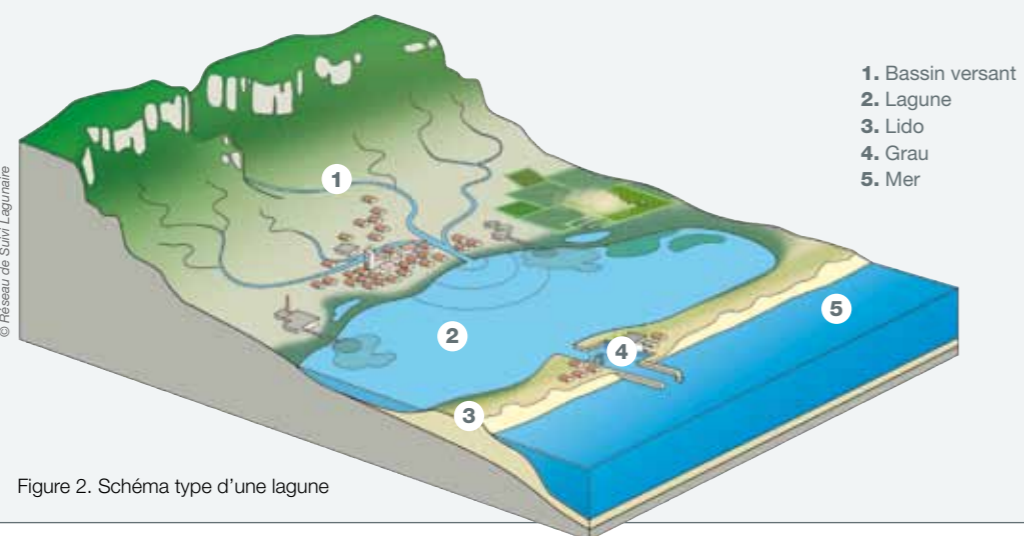


Figure 2. Schéma type d'une lagune



Sommaire

INTRODUCTION	7
1. BIOLOGIE, ÉCOLOGIE ET MÉTHODES DE SUIVI DES MACROPHYTES	8
GÉNÉRALITÉS	10
1. ÉLÉMENTS DE BIOLOGIE DES MACROPHYTES	13
1.1 Biologie des macroalgues	14
1.2 Biologie des phanérogames	22
2. ÉLÉMENTS D'ÉCOLOGIE DES PEUPELEMENTS DE MACROPHYTES	24
2.1 Facteurs influant sur l'état des peuplements de macrophytes	24
2.2 Réponse à une eutrophisation croissante	26
3. MÉTHODES D'ÉTUDE ET DE SUIVI DES MACROPHYTES	29
3.1 Les différentes méthodes de suivi des macrophytes	29
3.2 Les méthodes de traitement et d'interprétation des données	38
2. FICHES DE RECONNAISSANCE	42
Sommaire des fiches de reconnaissance	44
Présentation des fiches de reconnaissance	46
Fiches Phanérogames	48
Fiches Chlorophytes (algues vertes)	56
Fiches Rhodophytes (algues rouges)	80
Fiches Chromophytes (algues brunes)	114
ANNEXES	130
Lexique	132
Bibliographie	135
1. Domaines potentiels d'utilisation des espèces de macrophytes présentes dans les lagunes du Languedoc-Roussillon	138
2. Les macrophytes rencontrés dans les lagunes du Languedoc-Roussillon	139
3. Méthodes de récolte et d'observation	140
4. Méthodes de prise de vue pour la réalisation du guide	141
5. Méthode RSL de diagnostic de l'eutrophisation par les macrophytes	142
Liste des figures et tableaux	148



Introduction

Le Réseau de Suivi Lagunaire constitue un véritable outil de veille et d'aide à la décision pour la mise en œuvre d'actions et de mesures de gestion visant à préserver ou restaurer les écosystèmes lagunaires côtiers, en particulier vis-à-vis de l'eutrophisation. Dans ce but, il met en œuvre un suivi et un diagnostic de différents compartiments écologiques. Les macrophytes sont un des compartiments clé des milieux lagunaires. Ce compartiment présente une forte valeur écologique et contribue à l'équilibre et à la biodiversité de ces écosystèmes. Les diagnostics réalisés depuis 2000 dans le cadre du RSL ont confirmé leur efficacité en tant que bioindicateur des perturbations du milieu liées à l'eutrophisation.

Ce guide technique a été réalisé sur la base de l'expérience, des connaissances et des savoir-faire acquis sur le compartiment macrophyte depuis le démarrage du réseau.

Son but est de fournir aux gestionnaires des éléments de connaissance sur la biologie et l'écologie des macrophytes lagunaires et une aide à la reconnaissance des principales espèces qui leur permettra de mieux appréhender l'état et l'évolution écologique des milieux.

Ce document a été conçu dans un objectif pratique et pédagogique. Il est articulé en deux parties. La première partie traite de la biologie et de l'écologie des macrophytes lagunaires et apporte des éléments sur les méthodes d'étude et de suivi. La deuxième partie présente 41 fiches de reconnaissance des espèces de macrophytes lagunaires. La reconnaissance des espèces nécessite souvent une observation rapprochée et le plus souvent un examen au microscope. Un soin particulier a été apporté à l'illustration photographique avec des prises de vue *in situ* et l'illustration des différentes étapes d'observation.

Pour les fiches de reconnaissance des espèces, un bandeau de couleur en haut de page facilite la recherche en séparant les grands groupes taxonomiques : phanérogames, algues vertes, algues rouges et algues brunes. Des pictogrammes permettent d'identifier facilement le statut écologique de l'espèce (espèce de référence, opportuniste ou introduite). Enfin, pour l'ensemble du guide, des astérisques renvoient au lexique pour la définition des termes spécialisés.



CHAPITRE 1

BIOLOGIE, ÉCOLOGIE ET MÉTHODES DE SUIVI DES MACROPHYTES





GÉNÉRALITÉS

Définition des macrophytes

Les macrophytes sont des végétaux aquatiques photosynthétiques dont tout le cycle de vie, y compris la reproduction, se déroule dans l'eau.

Les macrophytes regroupent les phanérogames et les macroalgues (macroalgues : visibles à l'œil nu, par opposition aux microalgues). Les phanérogames sont pourvues de racines par lesquelles elles puisent les nutriments, tandis que les macroalgues, qui n'en possèdent pas, puisent les nutriments dans l'eau qui les entoure. Une autre différence réside dans le fait que les phanérogames forment des graines pour leur reproduction (cf. § 1.1.2, p.23) tandis que les macroalgues forment des gamètes* et des spores*.

Les Charophytes sont des macrophytes intermédiaires entre les phanérogames et les macroalgues. Elles se distinguent des autres espèces d'algues vertes par leur mode de fixation et par leurs organes reproducteurs très particuliers, qui n'existent que dans ce groupe (Reviere, 2003) (cf. fiche 05).

Rôle des macrophytes dans les milieux lagunaires

Dans les lagunes méditerranéennes, les macrophytes, dont la biomasse est souvent importante, interviennent amplement dans la structure et le fonctionnement de l'écosystème.

Avec la photosynthèse*, les macrophytes participent à l'équilibre des écosystèmes lagunaires : absorption de gaz carbonique dissous (CO_2), libération d'oxygène (O_2), permettant ainsi la production primaire de substances organiques à partir des nutriments. Les principaux nutriments utilisés sont l'azote (N) et le phosphore (P) (Figure 3).

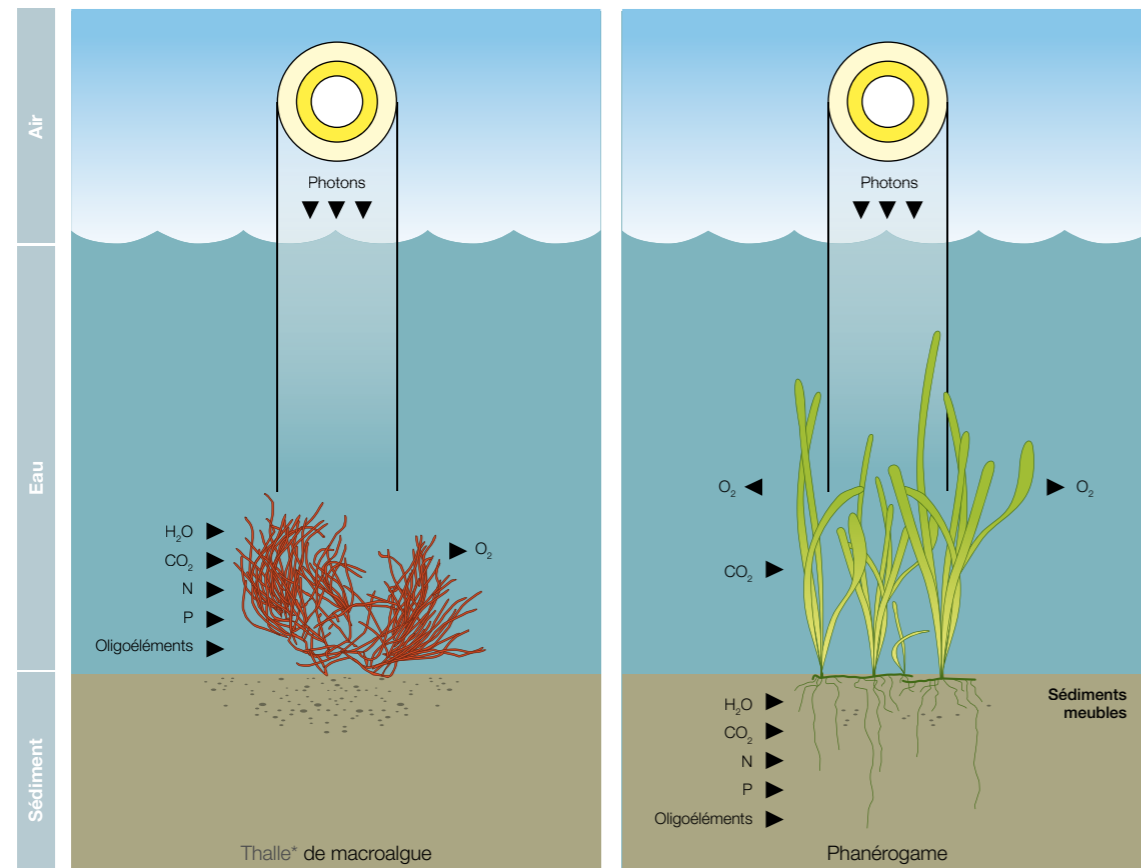
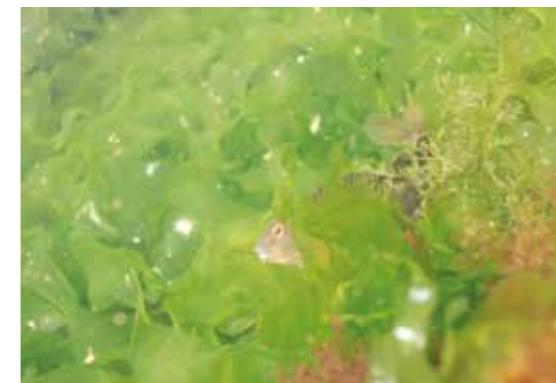


Figure 3. Schéma simplifié de la nutrition des macrophytes, d'après Lauret M.

Les populations de macrophytes contribuent également à l'équilibre des milieux lagunaires grâce à :

- leur participation aux cycles de la matière, en particulier ceux du carbone, de l'azote et du phosphore, dans la colonne d'eau et les sédiments ;
- leur fonction de support, d'habitat, d'abri, de lieu de ponte et de nurserie pour beaucoup d'animaux (Figure 4). Le rôle des herbiers est particulièrement important pour l'abri des juvéniles de poissons (ex. : labres, loups, daurades) ;
- la fonction de ressource trophique directe pour certaines espèces (oursins, saupes, quelques gastéropodes, etc.) ou de ressource trophique indirecte ;
- la stabilisation des sédiments par les phanérogames, en particulier les zostères (Widdows *et al.*, 2008).



Blennie paon dans une ulve



Hippocampe moucheté sur un jeune rameau de sargasse (*Codium fragile* en arrière plan)



Épiphytes* sur une feuille de zostère



Ponte de gastéropode fixée sur une gracilaire

Figure 4. Illustration des fonctions d'habitat, de support et de lieu de ponte

Valorisation des macrophytes

Les algues constituent depuis toujours une part importante dans l'alimentation des pays d'Asie, alors qu'elles restent encore anecdotiques dans l'alimentation en Europe. Sur les côtes européennes, les algues ont été utilisées pour l'amendement des sols, l'extraction d'iode et en tant que complément alimentaire pour le bétail. Mais l'utilisation principale des algues en Europe date du 20^{ème} siècle avec l'extraction des polysaccharides : les alginates extraits des algues brunes, les carraghénanes et agar-agar extraits de certaines algues rouges. Ces polysaccharides sont surtout utilisés en tant qu'épaississants et gélifiants dans l'industrie agroalimentaire, mais également en cosmétologie, chirurgie, ou pharmacie.

Une étude réalisée par Delépine *et al.*, 1987 synthétise les informations concernant les utilisations possibles pour une centaine d'espèces de macrophytes. D'après cette étude, les espèces des lagunes du Languedoc-Roussillon présentent un potentiel important de valorisation dans les domaines de l'alimentation humaine, l'agriculture, la production de phycocolloïdes*, la médecine et les produits pharmaceutiques, la production d'énergie ou encore l'épuration des eaux (Annexe 1). Cependant, au niveau régional, la valorisation des algues reste peu rentable au vu des quantités d'algues à ramasser et les installations nécessaires (aire de séchage et de traitement) seraient à développer.

Utilisation des macrophytes en tant que bioindicateurs et biointégrateurs

Les caractéristiques de l'écologie des macrophytes permettent de les utiliser en tant que bioindicateur de la qualité du milieu environnant. Certains paramètres mesurés sur les peuplements de macrophytes permettent de développer des indicateurs de la qualité du milieu en fonction de différents types de perturbations engendrées par les activités humaines (ex : eutrophisation, contamination chimique). Ces indicateurs sont associés à des grilles d'interprétation qui permettent de qualifier l'état concerné (cf. § 1.3.2.1, p.39).

De récentes études présentent également les macrophytes, en particulier les macroalgues, comme des biointégrateurs potentiels de pollution d'origine anthropique. En effet, les macroalgues, organismes sessiles dont la capacité de bioaccumulation de différents composants chimiques a été démontrée (Melville & Pulkownik, 2007), assimilent certains composants de la colonne d'eau comme les nutriments ou les métaux lourds. La composition chimique des tissus des macroalgues peut ainsi potentiellement fournir des informations sur les sources de pollution et leurs niveaux. Certaines espèces de macroalgues, telles que *Cladophora glomerata* ou *Ulva rigida*, présentent de fortes capacités de bioaccumulation des métaux lourds (plomb, cadmium, nickel,...) et peuvent ainsi être utilisées en tant que biointégrateurs pour la teneur en métaux lourds du milieu aquatique (Phillips, 1990 ; Boubonari *et al.*, 2008) ou pour piéger les métaux lourds lors des étapes de traitement tertiaire des eaux usées (Chmielewska & Medved, 2001).

Statut réglementaire pour la protection des espèces de macrophytes lagunaires

Aucune espèce de macroalgue lagunaire ne bénéficie d'un statut de protection ou de conservation. Toutefois, certaines algues marines figurent sur le livre rouge des espèces menacées en Méditerranée, sans avoir pour autant de statut de protection (site : <http://www.com.univ-mrs.fr/gisposidonie>). C'est le cas pour de nombreuses espèces de cystoseires et d'acétabulaires.

Seules deux espèces de phanérogames marines (*Posidonia oceanica* et *Cymodocea nodosa*) sont protégées au niveau national par l'arrêté ministériel du 19 juillet 1988 (application de la loi sur la protection de la Nature de 1976).

Les herbiers de zostères sont identifiés dans le livre rouge des espèces menacées de la Méditerranée.

La France, en tant que signataire des conventions de Berne et de Barcelone, est tenue de mettre en place des mesures de protection et de conservation des espèces *Zostera noltii* et *Zostera marina*.

Au niveau national, le décret d'application de la "loi littoral" du 20 septembre 1989 stipule que les herbiers doivent être préservés en tant que milieux abritant des concentrations naturelles d'espèces animales ou végétales. Cependant, cela ne constitue pas un véritable statut de protection juridique pour les espèces de phanérogames des lagunes.

Ces dernières ne sont strictement protégées (en tant qu'espèces) que par des réglementations régionales :

- *Zostera noltii* protégée en Provence-Alpes-Côte d'Azur, Basse-Normandie et Pays de Loire,
- *Zostera marina* protégée en Provence-Alpes-Côte d'Azur, Basse-Normandie et Poitou-Charentes,
- *Ruppia maritima* protégée en Provence-Alpes-Côte d'Azur, Basse-Normandie et Lorraine.

En Languedoc-Roussillon, aucun statut de protection n'existe à ce jour pour les espèces de phanérogames des lagunes.

Dans le cadre de Natura 2000² (Directive européenne 92/43/CE Habitat-Faune-Flore), les herbiers de phanérogames peuvent caractériser l'habitat naturel d'intérêt communautaire prioritaire "Lagunes côtières" ou des habitats d'espèces d'intérêt communautaire, pour lesquels l'Etat français doit porter une attention particulière et mettre en œuvre les moyens pour leur conservation. En France, il ne s'agit pas d'un statut de protection stricte, mais cela peut constituer un levier réglementaire via le régime d'évaluation des incidences Natura 2000 (art. 6 Directive Habitats Faune Flore, art. L.414-4 et Décret 2010-365 du 9 avril 2010).

2. Le réseau "NATURA 2000" est un réseau de sites remarquables pour leurs milieux et les espèces qu'ils abritent et que les Etats membres de l'Union Européenne s'engagent à préserver. Son objectif : conserver la biodiversité dans les habitats naturels prioritaires (en tenant compte des exigences économiques, sociales, culturelles et régionales).

1. ÉLÉMENTS DE BIOLOGIE DES MACROPHYTES



Grandes lignes de la classification

La classification actuelle (classification cladistique) utilise les caractères génétiques pour établir les filiations. Cela implique des changements au fur et à mesure que les connaissances évoluent. C'est le cas pour certains noms de groupes. Ainsi, les phanérogames deviennent les Magnolophyta, les algues brunes (Chromophytes) deviennent les Heterokontophyta alors que les Charophyta, les Rhodophyta et les Chlorophyta gardent leur nom.

Les phanérogames marines sont classées parmi les embryophytes au sein des spermatophytes angiospermes (comme par exemple, le blé, les plantes à fleur, les chênes...). Les macroalgues sont classées en trois grands groupes : les algues vertes (Chlorophytes), les algues rouges (Rhodophytes) et les algues brunes (Chromophytes). Actuellement, on admet que les algues rouges et les algues vertes ont des origines communes avec les phanérogames (lignée des Plantae). En revanche, les algues brunes appartiennent à une lignée évolutive totalement différente, celle des Biota (Figure 5).

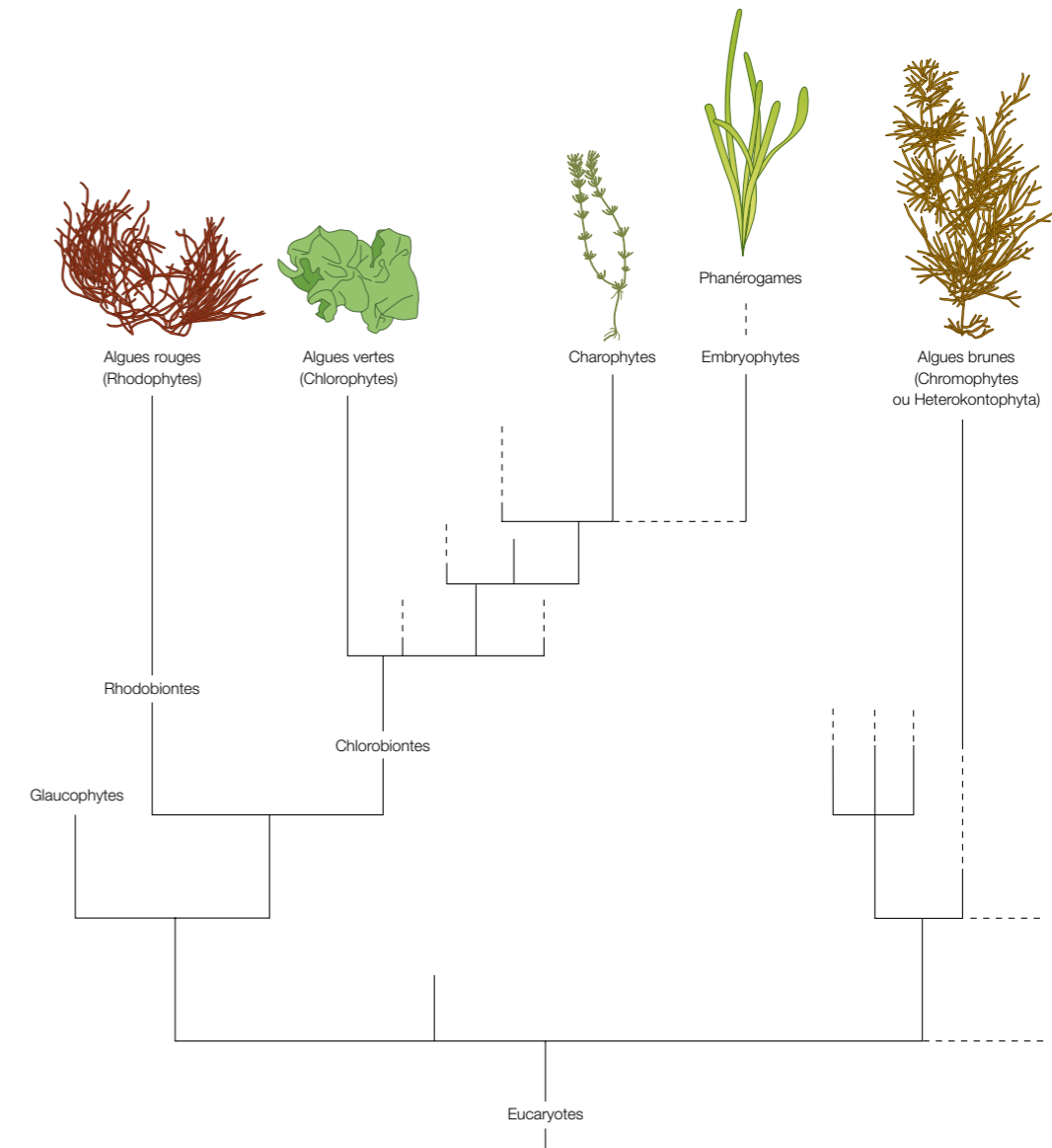


Figure 5. Schéma simplifié de la filiation des caractères génétiques des macrophytes, Lauret M., établi d'après Lecointre et Le Guyader, 2001



1.1 Biologie des macroalgues

■ Morphologie

D'une famille ou d'un genre à l'autre, les macroalgues peuvent présenter des morphologies très différentes : filamenteuses, en lame, arborescentes, encroûtantes. Schématiquement, on rencontre des thalles aplatis (en lame), des thalles cylindriques (filaments, cordons) et des algues ramifiées ou non.

Le mode de ramification est en partie responsable de l'aspect général de l'espèce. On rencontre quatre modes principaux de ramification : alterné, opposé, dichotomique*, verticillé* (Figure 6). Toutefois, les ramifications ne sont pas toujours régulières et les rameaux secondaires peuvent avoir un mode de ramification différent de celui des rameaux principaux.

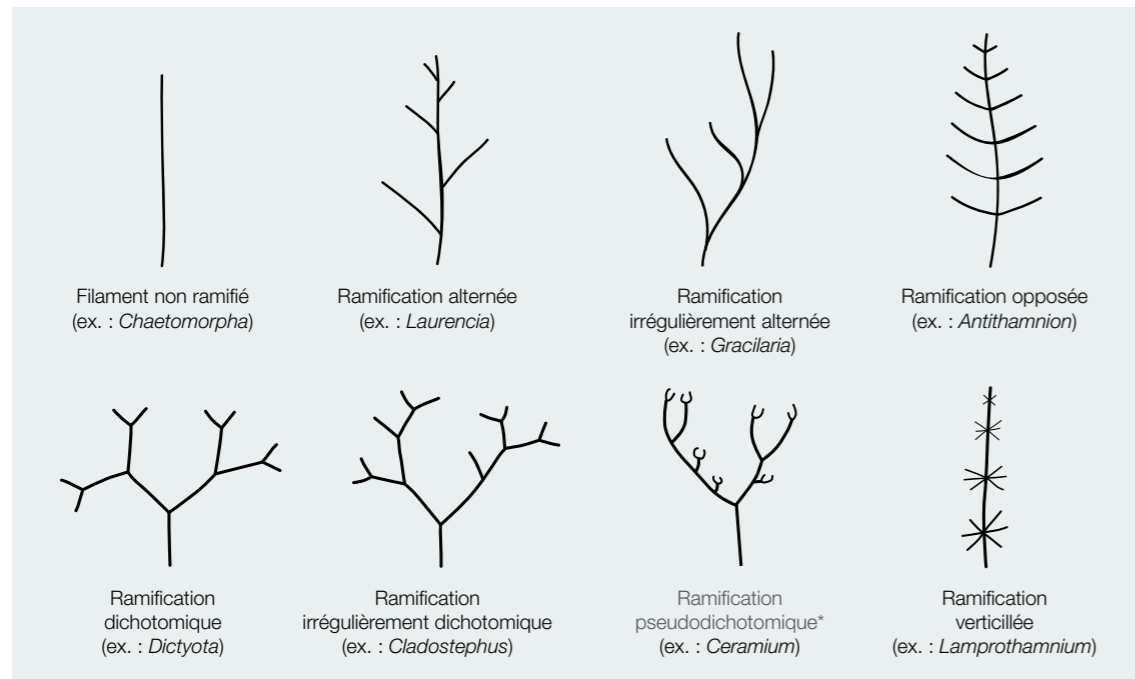


Figure 6. Schémas des modes de ramifications (bien que représentées dans un plan, les ramifications peuvent se situer dans les trois dimensions de l'espace)

De nombreuses espèces peuvent prendre des formes différentes, en fonction du stade de développement, de la phase du cycle de vie, de la saison ou encore du biotope. Certaines algues accumulent du carbonate de calcium dans leurs parois (*Lithothamnium*, *Corallina*), ce sont les algues calcaires pouvant devenir aussi dures qu'un caillou.

■ Organisation des tissus

Certaines espèces de macroalgues n'ont qu'un seul type de tissu avec des cellules toutes semblables (ex. : genres *Chaetomorpha*, *Ulva*, *Monostroma*). Généralement, ces cellules se transforment toutes en cellules reproductrices, le moment venu.

D'autres espèces possèdent une organisation cellulaire plus complexe, elles sont constituées de plusieurs tissus aux caractéristiques et rôles différents (ex. : genres *Cystoseira*, *Polysiphonia*). Les organes reproducteurs sont alors bien différenciés et peuvent être utiles à l'identification des espèces.

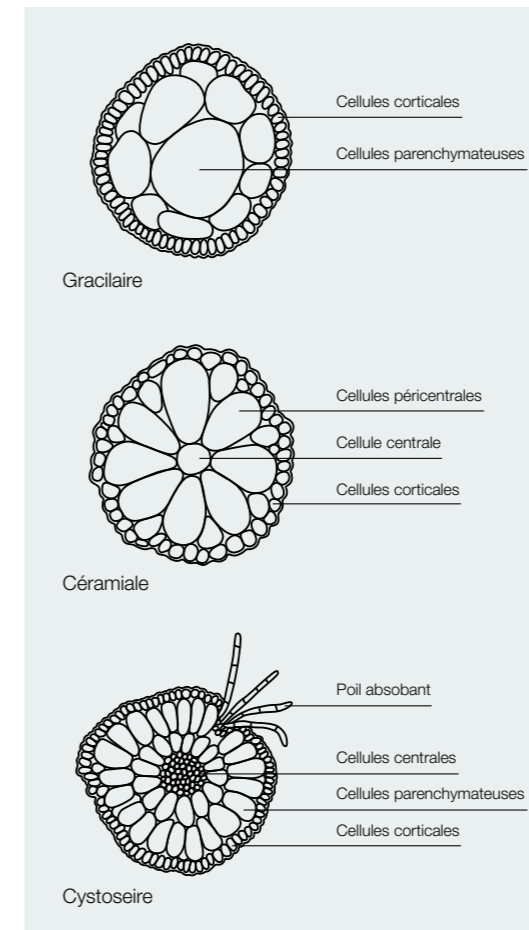


Figure 7. Schéma de coupes transversales montrant l'organisation de certaines algues filamenteuses, Lauret M.

Les cellules se regroupent en tissus dont chacun a une fonction précise (Figure 7) :

- **cellules corticales*** (périphériques) formant un cortex avec un double rôle : protection et photosynthèse. Ce sont généralement des cellules plus petites que les autres et remplies de plastides*,
- **cellules parenchymateuses*** (dont les cellules péricentrales) peu différenciées, servant de remplissage et parfois de soutien avec des parois épaisses. Ces cellules peuvent se remplir de substances de réserve (ex. : *Gracilaria dura*),
- **cellules centrales** formant soit un cylindre central pluricellulaire, comme chez les cystoseires, soit une seule file longitudinale d'où partent les rameaux et le cortex, comme chez les cérámiales,
- **cellules reproductrices**, soit incluses dans le thalle (dans le cortex ou en-dessous), soit extérieures au thalle. Elles forment des organes reproducteurs distincts comme les cystocarpes* des Rhodophycées ou les conceptacles* des Fucales,
- **cellules différenciées* en poils absorbants** dépassant du cortex dans l'eau environnante (ex. : poils des algues brunes, trichoblastes* des cérámiales).

■ Structure cellulaire

Les cellules sont limitées par une paroi glucidique. Le plus souvent, le glucide de la paroi est de la cellulose associée à de la pectine, qui assure la soudure des cellules entre elles. Les algues siphonnées* possèdent une paroi constituée d'un autre glucide (dont le sucre de base n'est pas du glucose) ne permettant pas la soudure des parois les unes aux autres (ex. : *Bryopsis*, *Codium*).

À l'intérieur des cellules des macroalgues, le cytoplasme* contient les mêmes organites* que ceux retrouvés chez tous les êtres vivants eucaryotes* (animaux et plantes) : mitochondries, noyau, etc., auxquels s'ajoutent des chloroplastes*. Les chloroplastes, qui contiennent les pigments photosynthétiques, sont verts chez les algues vertes, rouge-marron chez les algues rouges et jaunes plus ou moins foncés chez les algues brunes.

Contrairement aux phanérogames dont les chloroplastes ont tous la même forme (lenticulaire), les algues possèdent des chloroplastes de taille, de forme et de couleur différentes. Cela peut varier d'un plaste unique et central à un réseau de plastes plaqués contre l'intérieur de la paroi de la cellule (plastés pariétaux).

■ Composition pigmentaire

Les algues vertes (Chlorophytes) possèdent les mêmes chlorophylles* que les plantes terrestres (chlorophylle *a* et chlorophylle *b*, toutes deux de couleur verte) mais également des carotènes α et β de couleur orange et diverses xanthophylles de couleur rouge. Les chlorophylles étant largement dominantes, la couleur de l'algue est verte, quelle que soit la part relative des autres pigments dans la plante³.

Les algues rouges (Rhodophytes) possèdent des chlorophylles *a* et *d*, des carotènes α et β et des pigments surnuméraires : phycocyanine* de couleur bleue et phycoérythrine* de couleur rouge. Ces deux derniers pigments étant abondants, la couleur de l'algue est un mélange de vert, d'orange, de bleu et de rouge. La couleur est due à la proportion variable entre les chlorophylles vertes, toujours présentes, et les autres pigments. Pour un même individu, la couleur peut varier au cours du temps ou selon l'exposition des filaments au soleil. Un thalle peut présenter plusieurs couleurs. Par exemple, on trouve souvent des thalles rouges dans leur partie à l'abri du soleil et jaunes dans leur partie exposée. Ceci est lié à la distribution des pigments colorés qui sont plus abondants en faible lumière.

Les algues brunes (Chromophytes) possèdent des chlorophylles *a* et *c*, du carotène β et un pigment surnuméraire, la fucoxanthine (= phéoxanthine), dont la couleur est jaune ou marron clair. La couleur de la plante varie donc du vert-marron au brun rouille, se rapprochant de celle de beaucoup d'algues rouges.

Les pigments non chlorophylliens captent l'énergie lumineuse et la transmettent à la chlorophylle *a*, qui seule permet la photosynthèse (Tableau 1).

Tableau 1. Composition pigmentaire des trois groupes d'algues

	Chlorophytes	Rhodophytes	Chromophytes
Chlorophylles	a + b	a + d	a + c
Carotènes	$\alpha + \beta$	$\alpha + \beta$	β
Pigments surnuméraires		Phycocyanine Phycoérythrine	Fucoxanthine

Toutes les macroalgues possèdent de la chlorophylle *a*, même si la couleur verte ne se voit pas. Un moyen simple de s'en assurer est de tremper les algues vivantes, brunes et rouges, dans de l'eau bouillante. Les pigments surnuméraires se dissolvent à cause de la chaleur et l'algue devient verte, tandis que l'eau se colore.

3. Le mot plante est utilisé ici pour désigner l'individu "concret". Il s'emploie donc aussi bien pour une algue que pour une phanérogame.

■ Cycle de vie

Les macroalgues germent à partir d'une cellule se fixant obligatoirement sur un substrat solide. Cette cellule se divise pour former un thalle.

La majorité des espèces de macroalgues réalisent la reproduction sexuée et asexuée tout au long de l'année.

La reproduction sexuée comprend deux phénomènes fondamentaux : la fécondation et la méiose*. Une partie du cycle se fait donc sous forme diploïde* ($2n$ chromosomes) et une autre partie sous forme haploïde* (n chromosomes).

Comme les autres êtres vivants, les macroalgues se reproduisent de façon sexuée, mais uniquement quand les individus sont fixés sur un substrat solide. Elles réalisent alors la formation des gamètes. Ensuite, les gamètes mâles et femelles fusionnent pour donner naissance à un zygote*. Le zygote peut réaliser directement la méiose ou engendrer un thalle qui la réalisera. Les modalités de réalisation de la méiose et de formation des gamètes varient beaucoup selon les groupes d'espèces.

Les macroalgues se reproduisent également de façon asexuée (reproduction végétative) et effectuent des mitoses* à partir de thalles diploïdes ($2n$) ou haploïdes (n). La reproduction asexuée peut également se faire par fragmentation des thalles.

Les figures 8, 10 et 14 présentent les cycles de reproduction les plus fréquemment rencontrés :

- Cycle à une génération = cycle monogénétique (Figure 8, p.18).
- Cycle à deux générations = cycle digénétique (Figure 10, p.19).
- Cycle à trois générations = cycle trigénétique (Figure 14, p.21).



• **Cycle à une génération = cycle monogénétique** (Figure 8).
Par exemple : genres *Codium*, *Cystoseira*, *Sargassum*.

On trouve des réceptacles aux extrémités de la plante diploïde (2n) (Figure 9). A maturité, après la méiose, ces réceptacles libèrent des gamètes (mâles et femelles) qui fusionnent dans l'eau pour former un zygote. Le zygote se fixe sur un substrat solide pour donner une nouvelle plante.

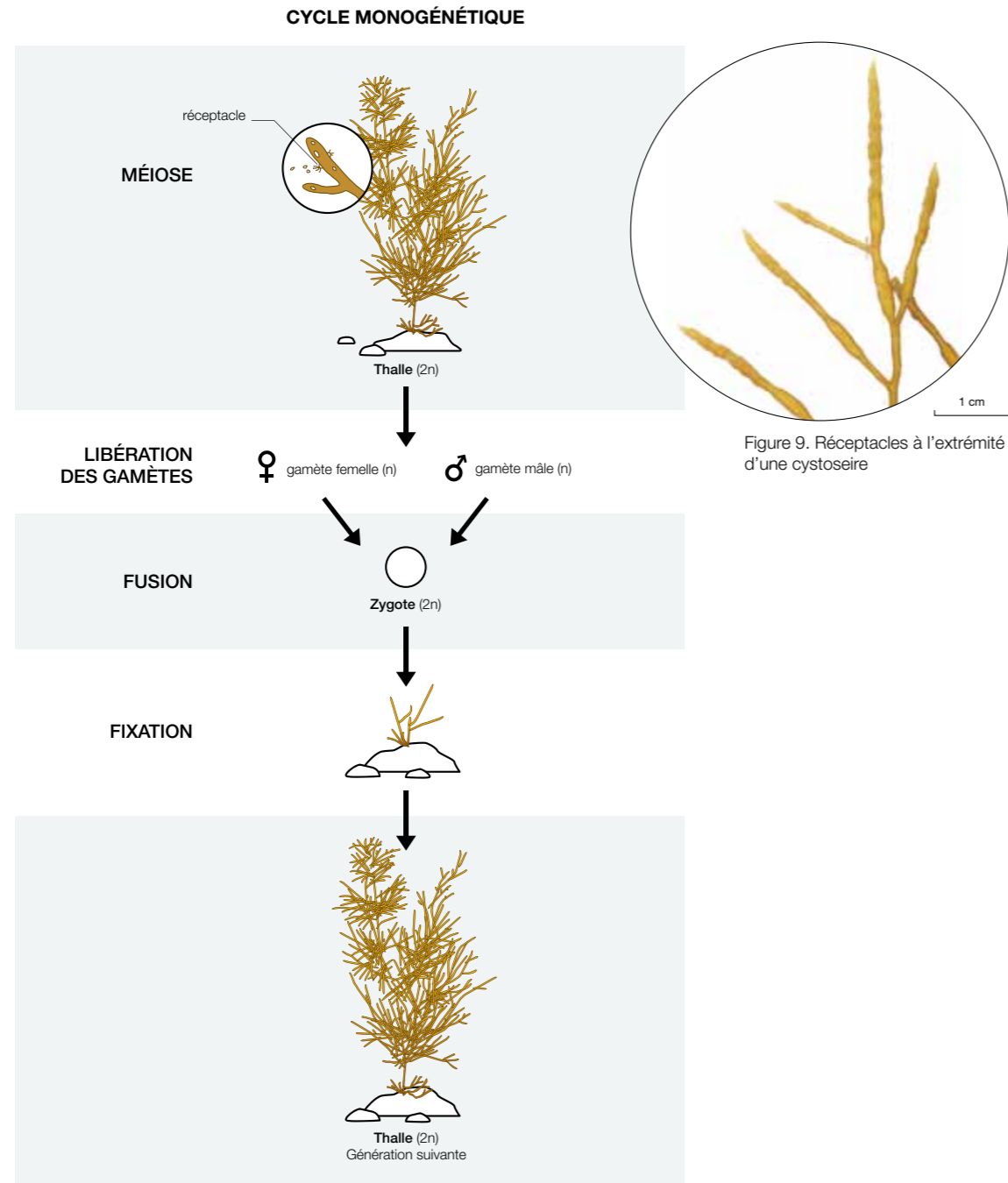


Figure 8. Schéma d'un cycle de vie monogénétique, exemple de la cystoseire

• **Cycle à deux générations = cycle digénétique** (Figure 10).
Par exemple : genres *Ulva*, *Cladophora*, *Dictyota*.

La plante diploïde (2n) (sporophyte*) forme des spores (n) par méiose. Les spores sont libérés dans l'eau, se fixent et engendrent des plantes haploïdes (gamétophytes* n). Ces gamétophytes libèrent des gamètes (formés par mitose) qui fusionnent pour donner un zygote (2n), qui donnera une nouvelle plante (un sporophyte 2n).

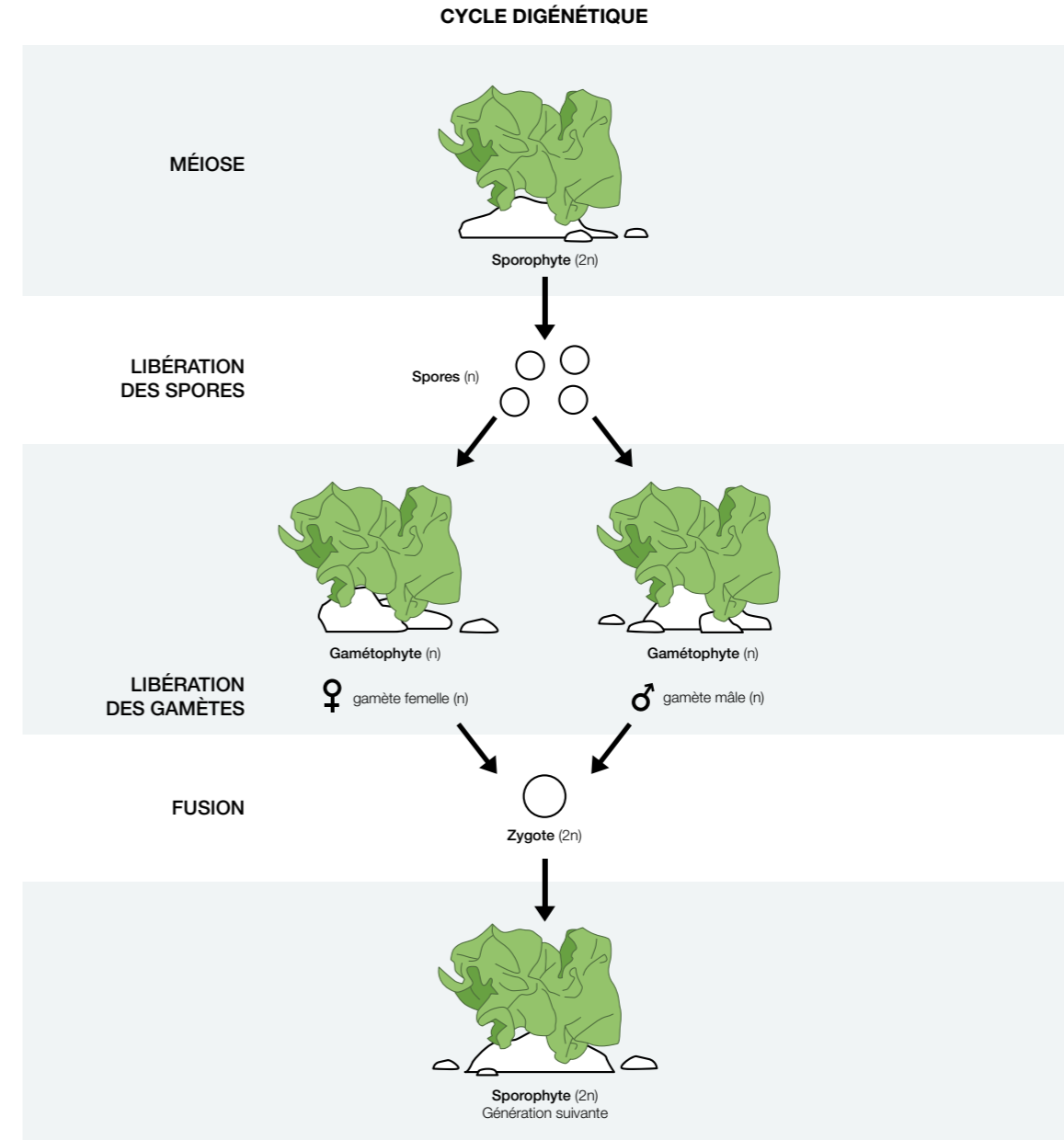


Figure 10. Schéma d'un cycle de vie digénétique, exemple de l'ulve



• **Cycle à trois générations = cycle trigénétique** (Figure 14).
Par exemple : toutes les algues rouges.

La plante diploïde (sporophyte appelé tétrasporophyte, car les spores se forment par groupe de quatre) forme des tétraspores* haploïdes par méiose (Figure 11). La cellule qui a réalisé la méiose et qui contient les tétraspores s'appelle un tétrasporocyste*. Une fois libérées, les tétraspores se fixent et forment des plantes haploïdes (gamétophytes mâles et femelles). Seul le gamétophyte mâle libère des gamètes (Figure 12) qui viennent fusionner avec le gamète femelle resté fixé sur le gamétophyte femelle pour donner un zygote. Le zygote forme un tissu diploïde (carposporophyte*) qui reste fixé sur le gamétophyte femelle. On appelle cystocarpe l'ensemble du carposporophyte et de son enveloppe protectrice. Le carposporophyte libère des spores diploïdes (carpospores* 2n) (Figure 13), qui germeront en tétrasporophytes.

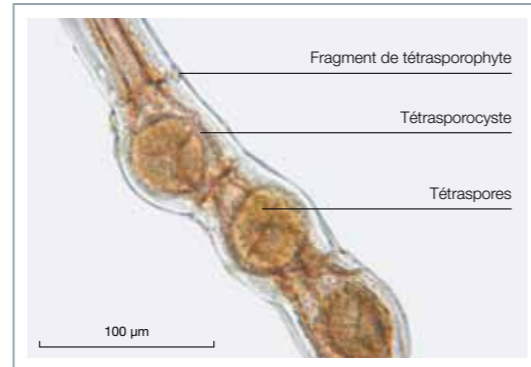


Figure 11. Vue au microscope d'un fragment de tétrasporophyte contenant les tétraspores de *Polysiphonia sertularioides*



Figure 12. Vue au microscope d'un fragment de gamétophyte mâle (*Polysiphonia sertularioides*) portant des spermatophores contenant les gamètes mâles (spermatis)

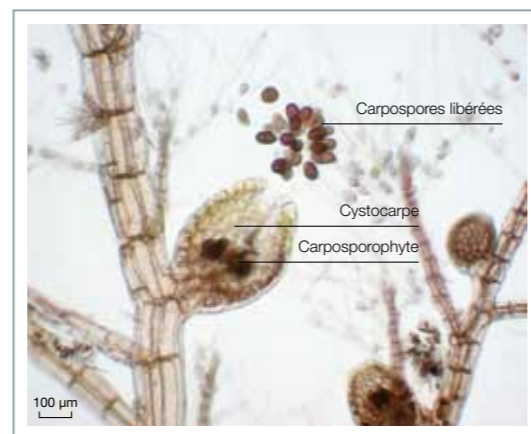


Figure 13. Vue au microscope d'un gamétophyte femelle (*Polysiphonia sertularioides*) portant un carposporophyte, libérant des carpospores

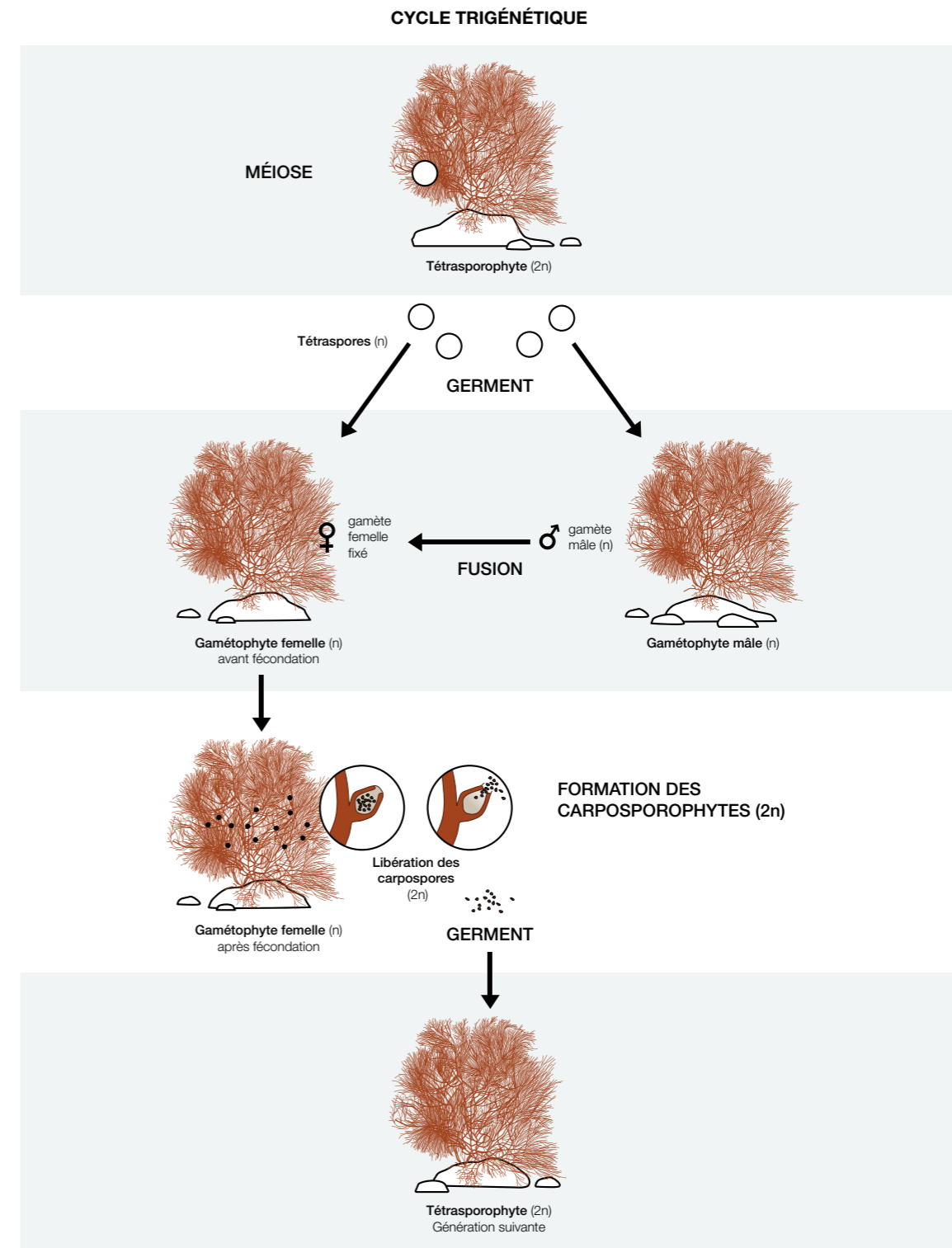


Figure 14. Schéma d'un cycle de vie trigénétique, exemple de *Polysiphonia*



1.2 Biologie des phanérogames

Les phanérogames marines peuvent couvrir de grandes surfaces avec des densités importantes, formant alors de véritables prairies sous-marines communément nommées "herbiers".

■ Morphologie

Contrairement aux macroalgues, dont les morphologies sont très variables, les phanérogames sont toutes bâties selon le même modèle : **racines - tiges - feuilles** (Figure 15) :

- des racines qui puisent dans le sol l'eau et les nutriments dissous (sels minéraux),
- des tiges horizontales et/ou verticales (rhizomes*), enfouies ou à la surface du sédiment,
- des feuilles qui assurent la fonction chlorophyllienne.

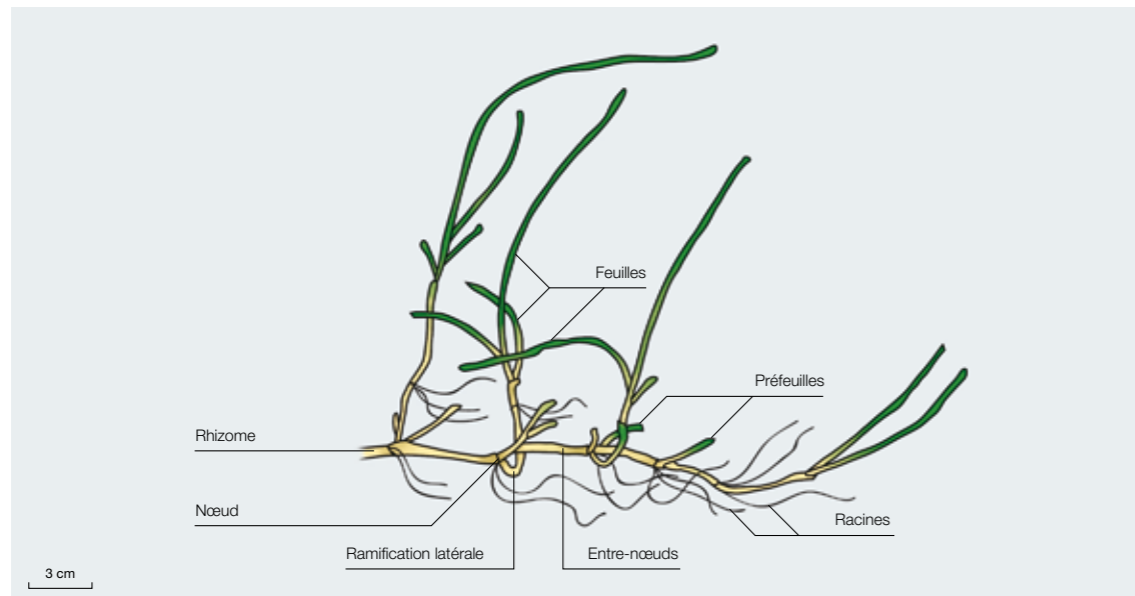


Figure 15. Schéma d'un fragment végétatif de phanérogame (*Zostera noltii*) portant plusieurs faisceaux de feuilles ou pousses végétatives (d'après Laugier, 1998)

L'organisation et la structure cellulaire des phanérogames marines sont comparables à celles des phanérogames terrestres, avec des tissus et des cellules spécialisées. La lecture d'ouvrages de biologie végétale générale (par exemple, Raven *et al.*, 2007) permet d'en savoir plus sur les phanérogames marines.

■ Développement et reproduction



Figure 16. Inflorescence (épi) de *Zostera marina*

Chez les phanérogames, contrairement aux macroalgues, un seul type de cycle de reproduction sexuée existe (digénétique hétéromorphe). La méiose a lieu au moment de la formation du sac embryonnaire* dans le pistil (organe femelle) et du pollen dans l'étamine (organe mâle).

A partir du printemps, les plantes forment des tiges fertiles qui portent les inflorescences (épi : succession d'étamines et de pistils) (Figure 16).

Le pollen, gamétophyte mâle (Figure 17), entraîné par les mouvements de la masse d'eau, féconde le pistil des plantes voisines.

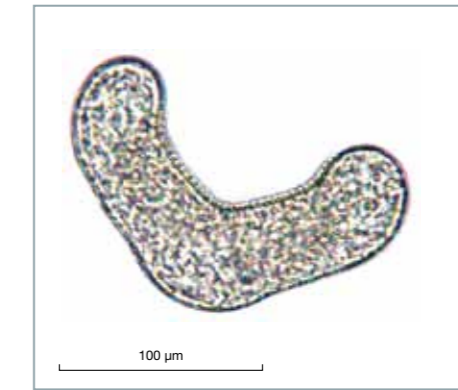


Figure 17. Pollen de *Ruppia*



Figure 18. Fruits de *Zostera marina* en cours de maturation

Quelques mois plus tard, les fruits ainsi formés tombent sur le sédiment (Figure 18). Le fruit (akène*) contient la graine qui germera pour développer une tige horizontale (rhizome), des racines plongeant dans le sédiment et des faisceaux de feuilles dressées dans la colonne d'eau.

En milieu lagunaire, les phanérogames se reproduisent principalement de manière végétative (= asexuée) par croissance horizontale du rhizome et apparition d'un nouveau faisceau de feuilles. Toutefois, la reproduction sexuée est observée chaque année, mais son importance en terme de renouvellement de population est difficile à évaluer. La reproduction sexuée participe à la dispersion des herbiers (dissémination des fruits par l'arrachage et la dérive des tiges fertiles) et à la constitution de banque de graines dans les sédiments. Ce sont ces graines qui permettent, par exemple, de reconstituer les herbiers après des événements tels que les malaïgues*.

2. ÉLÉMENTS D'ÉCOLOGIE DES PEUPELEMENTS DE MACROPHYTES

Il existe des interactions fortes entre les macrophytes et leur milieu. En particulier, quand un écosystème évolue d'un état jeune et instable vers un état d'équilibre durable, la richesse spécifique (nombre d'espèces) tend naturellement à s'accroître et les liens trophiques deviennent plus complexes (parasitisme, symbiose).

D'autres paramètres, comme la composition des peuplements ou l'abondance (recouvrement, biomasse), permettent d'évaluer l'état des peuplements de macrophytes (cf. § 1.3.1.3, p.37). Les facteurs pouvant impacter cet état peuvent être d'origine naturelle ou anthropique.

2.1 Facteurs influant sur l'état des peuplements de macrophytes

2.1.1 Facteurs d'origine naturelle

La lumière et les nutriments sont les éléments essentiels à la vie des macrophytes. Les facteurs qui influencent la répartition des espèces sont :

■ Les facteurs physiques et chimiques (abiotiques)

- **La lumière** : c'est le facteur essentiel au développement des macrophytes car elle est indispensable à la réalisation de la photosynthèse. L'intensité et la qualité de la lumière ainsi que la photopériode sont des éléments qui influencent fortement la composition et l'abondance des peuplements ;
- **La profondeur et la turbidité** : elles déterminent l'accès à la lumière et donc la réalisation de la photosynthèse ;
- **La quantité d'éléments nutritifs** : la capacité d'absorption des nutriments varie selon les espèces. En cas d'apports excessifs, certaines espèces peuvent rapidement proliférer aux dépens des autres, on parle dans ce cas d'espèces opportunistes ;
- **L'hydrodynamisme** : les lagunes, se caractérisant par une agitation généralement faible de l'eau, permettent le développement des espèces non fixées. Mais l'action des courants et des vagues peut déplacer les peuplements et parfois conduire à des accumulations de végétaux ;
- **La salinité** : les lagunes sont soumises aux apports d'eau salée de la mer via les graus et aux apports d'eau douce du bassin versant. De plus, les précipitations et le phénomène d'évaporation font varier la salinité au cours de l'année. La majorité des espèces de macrophytes des lagunes sont tolérantes aux variations de salinité. Certaines espèces ont plus d'affinité pour les milieux d'eau douce (ex. : *Potamogeton pectinatus*) ou les milieux d'eau salée (ex. : *Zostera marina*) ;
- **La température** : les lagunes sont soumises à des variations saisonnières de la température plus importantes qu'en milieu marin. La plupart des espèces présentes dans les milieux lagunaires supportent donc une large gamme de température. Certaines espèces préfèrent les eaux plus chaudes et se développent donc préférentiellement en été (ex. : *Cladophora vagabunda*, *Bryopsis plumosa*) ;
- **Le substrat** : les populations de phanérogames se forment et se développent sur un substrat meuble (sable, vase). Les macroalgues se développent, dans un premier temps, sur un support dur (roches, structures immergées, coquilles de mollusques, coques de bateaux, débris divers). Mais, une fois détachées, des macroalgues peuvent se développer posées (non fixées) sur substrat meuble.

■ Les facteurs biotiques

- La compétition entre espèces animales ou végétales pour l'habitat, pour la lumière et les nutriments, intervient dans la composition des peuplements.
- Certaines espèces animales consomment les macrophytes (ex. : broutage par les oursins et certains gastéropodes, consommation par les poissons, oiseaux).

2.1.2 Impacts des activités humaines

Les activités humaines, présentes dans les lagunes et leurs bassins versants, peuvent être favorables ou défavorables à l'équilibre du compartiment macrophytes.

■ Impacts liés aux usages du milieu lagunaire

- **Certaines activités récréatives** peuvent impacter les peuplements de macrophytes : planche à voile et kitesurf (piétinement des herbiers dans les zones peu profondes), mouillage des bateaux dans les zones d'herbier pouvant conduire à leur arrachage (Figure 19), pêche à pied, ...
- **Certaines pratiques de pêche** : l'abandon de filets de pêche (capéchades ou filets fixes) peut conduire à l'accumulation des macrophytes. La pêche par dragage (ex. : huîtres plates, escargots) peut également avoir un impact négatif sur les peuplements de macrophytes (déplacement, arrachage,...).
- **L'activité conchylicole** peut présenter des effets positifs et négatifs sur les macrophytes :
 - les tables d'élevage forment un support solide qui favorise la fixation des macroalgues (Figure 20). Sous les tables, l'ombre et les biodépôts limitent le développement des macrophytes. En revanche, la capacité de filtration des coquillages diminue la turbidité de l'eau et améliore l'accès à la lumière pour la photosynthèse des herbiers à proximité des tables ;
 - l'importation de naissains et de coquillages venant d'autres bassins d'élevage participe à l'introduction d'espèces exotiques de macrophytes, qui peuvent potentiellement développer des comportements envahissants. Le transfert de coquillages est, de façon générale, un facteur d'exportation des espèces de macrophytes d'un bassin d'élevage à l'autre.



Figure 19. Arrachage de l'herbier par une ancre



Figure 20. *Codium fragile* sur corde de coquillages

L'introduction d'espèces : dans certaines lagunes en Languedoc-Roussillon, on retrouve des espèces originaires d'Atlantique (ex. : *Codium fragile*, Figure 20) ou du Pacifique (ex. : Sargasse venant du Japon). Elles peuvent être importées par les pratiques de transfert de coquillages et de naissain, par le trafic maritime commercial ou de loisir, ou encore par l'aquariophilie. 196 espèces ont été identifiées dans l'étang de Thau lors des inventaires floristiques successifs **sur substrat meuble et substrat dur**. 23 % sont des espèces introduites (Verlaque, 2000). La présence de supports solides voués à l'élevage conchylicole permet la fixation des espèces et favorise la richesse spécifique.

Quand ces espèces introduites prolifèrent, on dit qu'elles sont invasives. Elles peuvent dans ce cas fortement perturber le milieu dans lequel elles évoluent (Boudouresque & Verlaque, 2002 ; Mineur & Johnson, 2008 ; Mineur *et al.* 2007a et 2007b ; Verlaque, 2001). Des études visant à mieux connaître ces espèces ont été réalisées, afin de limiter l'impact de leur introduction (Belsher *et al.*, 1986).

■ Impacts liés aux aménagements et rejets

- **Certains aménagements de berge**, comme les francs bords, empêchent l'échouage des macrophytes et donc leur dégradation naturelle hors de l'eau (Ifremer *et al.*, 2001). Cela peut provoquer le départ de malaïgue.
- **Les contaminations chimiques** : les métaux lourds, s'ils atteignent certaines concentrations dans le milieu aquatique, peuvent induire chez les macrophytes une inhibition de la croissance (Amada Filho *et al.*, 1997 ; Strömberg, 1980), une diminution de l'efficacité de la photosynthèse (Andrade *et al.*, 2004), voire présenter des effets létaux (Gerbal & Verlaque, 1995 ; Haritonidis *et al.*, 1983). Les autres familles de contaminants chimiques peuvent également avoir un impact néfaste sur les macrophytes. Les herbicides peuvent, par exemple, engendrer l'inhibition de la photosynthèse des herbiers (Haynes *et al.*, 2000).
- **Les apports nutritifs** liés aux rejets urbains, agricoles ou industriels constituent la principale pression pesant sur les macrophytes. En cas d'apports excessifs d'azote et de phosphore, le milieu peut évoluer vers des états eutrophisés, avec un impact sur la richesse spécifique, l'abondance et la composition des peuplements.

2.2 Réponse à une eutrophisation croissante

Lorsque le milieu est soumis à des perturbations d'origine anthropique comme l'eutrophisation, la richesse spécifique tend à diminuer. C'est le cas par exemple de l'étang de l'Or, dont la diversité végétale a diminué entre 1977 (21 espèces de macroalgues et 3 espèces de phanérogames) et 1996 (8 espèces de macroalgues et 2 espèces de phanérogames) (Ifremer, 2008).

Les échantillonnages de macrophytes effectués dans le cadre du suivi des macrophytes du RSL de 1999 à 2009 (Ifremer, 2001 à 2010) montrent que, sur substrat meuble et au moment de l'échantillonnage, le nombre d'espèces dans une lagune peut aller de 1 (étang du Grec) à 44 (étang de Thau).

L'analyse de l'occurrence des espèces indique que les 3 espèces les plus fréquentes et les plus abondantes sont *Ulva rigida*, *Gracilaria gracilis* et *Zostera noltii* (Gargani, 2005).

L'abondance et la composition des peuplements évoluent par étapes en réponse à une eutrophisation croissante (Figure 21) :

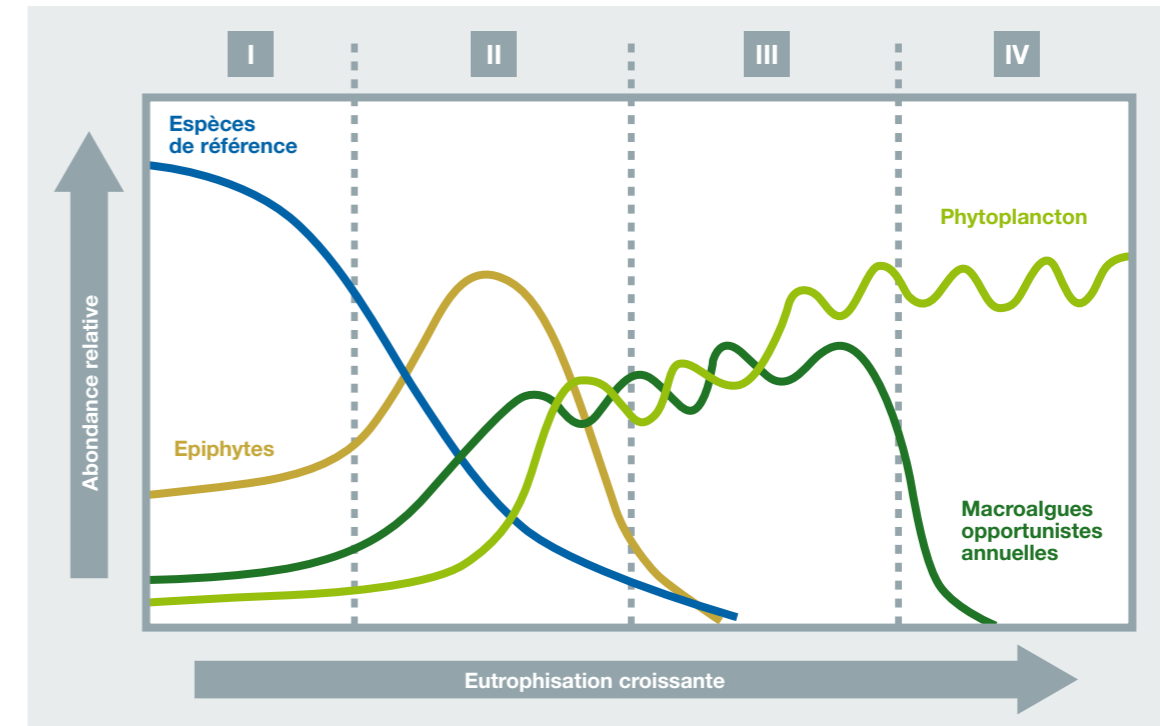


Figure 21. Succession végétale dans les lagunes en fonction du niveau d'eutrophisation (modifié d'après Schramm, 1999)

- I** Disparition progressive des espèces de référence, qui sont caractéristiques d'un milieu lagunaire en bon état vis-à-vis de l'eutrophisation. Pour les lagunes du Languedoc-Roussillon, les espèces de référence caractéristiques des substrats meubles sont les phanérogames marines des genres *Zostera* et *Ruppia*, qui forment des herbiers. Certaines espèces de macroalgues sont également considérées comme des espèces de référence (voir liste des espèces en annexe 2 et méthode RSL en annexe 5).
- II** En cas d'apports en léger excès et permanents (apports exogènes ou relargage* à partir des sédiments), certaines algues (non fixées) se développent de façon lente et durable. Ces espèces germent sur un substrat solide mais des fragments détachés, entraînés sur les fonds éclairés, peuvent coloniser le milieu. La plupart sont des algues rouges, qui peuvent former des tapis pouvant atteindre plusieurs hectares (Figure 22). Le genre *Gracilaria* est le plus représenté, mais on peut également trouver les genres *Halopitys*, *Alsidium* et *Solieria*. Certaines algues brunes des genres *Cutleria* et *Stictyosiphon* peuvent également former des populations dérivantes (posées, non fixées), mais en général plus éphémères que les populations d'algues rouges.
- III** En cas d'apport massif de nutriments, les algues opportunistes se développent de façon massive et rapide. Ces algues ont une durée de vie plus courte et un taux de croissance plus important que les algues de fond (algues rouges en tapis). Leur capacité d'absorption des sels nutritifs est plus élevée, ce qui les rend plus compétitives face aux autres espèces dans des milieux fortement eutrophisés. En cas de prolifération, elles peuvent recouvrir et étouffer les herbiers. Dans des milieux fortement enrichis et peu brassés, les algues opportunistes peuvent coloniser toute la colonne d'eau. Ces espèces opportunistes sont essentiellement les algues vertes des genres *Chaetomorpha*, *Cladophora* et surtout *Ulva*, dont l'espèce *Ulva rigida* est la plus fréquemment rencontrée. Le genre *Ulva* est le plus compétitif en milieu fortement enrichi, tandis que le genre *Chaetomorpha* est plus compétitif en milieu moyennement enrichi et plus confiné. En cas de développement massif de ces espèces, elles remplissent toute la colonne d'eau et atteignent la surface ; on parle alors de "marées vertes" (Figure 23). Les proliférations de macroalgues peuvent participer au déclenchement du phénomène de malaïgue (disparition de l'oxygène dans l'eau qui provoque des mortalités massives de la flore et de la faune).
- IV** Le stade ultérieur de l'eutrophisation est la disparition des macrophytes au profit du phytoplancton.



Figure 22.
Tapis d'*Halopitys incurva*



Marée verte sur l'étang d'Ingril (espèce en prolifération : *Cladophora vagabunda*)



Ulva clathrata et *Cladophora vadorum*

Figure 23. Exemples de marées vertes sur les étangs palavasiens

Gestion des proliférations de macrophytes liées à l'eutrophisation

Dans les lagunes soumises à une forte eutrophisation et où des proliférations d'algues se produisent, des opérations de ramassage peuvent être réalisées. Un ramassage des algues vertes a par exemple été mis en œuvre au moyen d'un bateau faucardeur-collecteur sur l'étang palavasiens du Prévost de 1992 à 2001. Les biomasses extraites (600 à 2900 tonnes par an) ont constitué des quantités d'azote et de phosphore négligeables par rapport à celles piégées dans le sédiment (Lieutaud, 1991).

Le ramassage des algues peut être efficace sur le court terme (diminution des nuisances olfactives et visuelles, diminution du risque de départ de malaïgue, ...) mais ne constitue qu'une mesure accompagnatrice, car **la seule action efficace à long terme réside dans le contrôle et la limitation des apports en amont** avec l'amélioration de l'épuration des eaux usées, la limitation des rejets urbains, industriels et agricoles.

3. MÉTHODES D'ÉTUDE ET DE SUIVI DES MACROPHYTES

Ce chapitre dresse un panorama synthétique des différentes méthodes applicables pour le suivi des macrophytes en milieu lagunaire. Ce panorama n'a ni l'ambition d'être exhaustif ni celle de fournir des protocoles détaillés pour la mise en œuvre des suivis. Il fournit un descriptif des différents types de suivi qui peuvent répondre aux besoins des gestionnaires des milieux lagunaires, ainsi que des recommandations en terme de choix méthodologique ou de mise en œuvre, avec quelques exemples. Quelles que soient les méthodes mises en œuvre pour l'étude ou le suivi des macrophytes en milieu lagunaire, la participation d'une personne formée à la reconnaissance des espèces est nécessaire.

3.1 Les différentes méthodes de suivi des macrophytes

Choix de la méthode et stratégie d'échantillonnage

Des suivis des macrophytes peuvent être réalisés dans les lagunes pour répondre à certains objectifs de gestion des milieux : états des lieux réalisés dans le cadre de Natura 2000, études d'impact effectuées avant travaux, observatoires de la biodiversité (protection des milieux et des espèces), suivi des espèces introduites, diagnostic de l'eutrophisation, etc. Les méthodes d'étude des macrophytes sont multiples. Le choix de la méthode dépend des objectifs visés et donc des paramètres à renseigner (composition, diversité, richesse spécifique, abondance, croissance, ...).

En fonction des objectifs, les paramètres peuvent être étudiés à différentes échelles de temps (période d'observation et fréquence des suivis) et de l'espace (surface explorée et stratégie d'échantillonnage) :

- **Stratégie temporelle** : en milieu lagunaire, les peuplements présentent une forte dynamique saisonnière en termes de composition ou d'abondance du fait de la forte variabilité de ces milieux. Globalement, la période d'épanouissement maximale des macrophytes se situe au printemps (mai-juin), mais c'est également la période des proliférations phytoplanctoniques printanières, qui peuvent faire varier la turbidité du milieu. La période estivale, du fait des fortes températures et des risques d'anoxie et donc des phénomènes de mortalités potentiels, peut profondément modifier la physionomie des peuplements. La période la plus favorable pour effectuer des suivis des peuplements de macrophytes est donc le printemps. Dans le cas du diagnostic de l'eutrophisation, pour une lagune donnée, le RSL réalise par exemple un suivi des peuplements de macrophytes tous les 3 ans, au printemps.
- **Stratégie spatiale** : la surface explorée et la stratégie d'échantillonnage (nombre et répartition des stations de suivi) dépend de l'objectif et des moyens utilisés. Dans le cas du diagnostic de l'eutrophisation et pour une lagune donnée, le RSL réalise un suivi des peuplements de macrophytes selon un quadrillage régulier de points.

En milieu lagunaire, les méthodes de suivis mises en œuvre sont l'inventaire floristique, la cartographie des peuplements et le suivi des peuplements.

3.1.1 L'inventaire floristique

La principale information recueillie lors des inventaires floristiques concerne le paramètre composition. L'objectif est de déterminer et de lister les espèces présentes (sans estimation de l'abondance).

Les inventaires peuvent être exhaustifs ou orientés sur des espèces ou peuplements particuliers (ex. : espèces patrimoniales, espèces introduites).



Un état des lieux bibliographique doit être réalisé au préalable pour compiler les informations disponibles en termes d'inventaires antérieurs, de types d'habitats et de phénologie (saisonnalité du cycle de vie, ex. : périodes d'apparition ou de reproduction) des espèces que l'on s'attend à rencontrer. Pour compléter les données bibliographiques, des repérages sur le terrain peuvent être effectués pour identifier les différentes zones d'habitats (ex. : secteurs d'eau douce ou d'eau marine, zones de substrat dur naturel ou artificiel).

La reconnaissance des espèces nécessite souvent un examen microscopique, parfois une coupe transversale (cf. chap. 2. fiches de reconnaissance et annexe 3).

Les inventaires floristiques sont restitués sous forme de liste des espèces présentes. Un herbier peut être constitué lors de la mise en œuvre de l'inventaire floristique et permettre de conserver des échantillons des espèces récoltées.

Technique de réalisation d'un herbier

Les échantillons sont disposés dans une cuvette plate remplie d'eau. On glisse une planchette recouverte d'une feuille de papier bristol ou de papier blanc épais (non amidonné) sous l'algue. L'algue est étalée avec soin avec des pinces ou un pinceau sur ce support (Figure 24). L'échantillon, sorti de l'eau, est recouvert d'un tissu en coton puis mis à sécher dans du papier journal recouvert d'une planche perforée et de poids (2 à 3 kg).



Figure 24. Préparation de l'échantillon pour la réalisation de l'herbier

3.1.2 La cartographie des peuplements

L'objectif de la cartographie est de représenter des données sur une échelle réduite. Deux types d'informations peuvent être cartographiées à partir de données recueillies sur le terrain :

- les contours des surfaces étudiées,
- les données à représenter sur ces surfaces (ex. : abondance des macrophytes).

Deux éléments sont à prendre en considération pour définir une méthode de cartographie des peuplements de macrophytes (ou des biocénoses marines en général) : la taille de la zone à cartographier (emprise géographique) et le niveau de détail (résolution) souhaité. Une méthode pertinente pour une grande surface ne permettra pas d'évaluer des détails comme la répartition des différentes associations d'espèces et *a contrario*, les méthodes à haute résolution seront rarement applicables à de larges étendues en raison du coût généralement prohibitif. Il est donc souvent nécessaire de combiner plusieurs méthodes. Ainsi, des techniques d'imagerie seront plutôt utilisées pour définir la localisation ou les limites de peuplements. Des méthodes de terrain seront ensuite appliquées à la fois pour faciliter l'interprétation (calibration, vérification) de ces images et pour fournir des informations supplémentaires qui ne peuvent pas être captées par les images (composition, densité, ...).

Les méthodes de cartographie applicables en lagune sont décrites ci-après. La mise en œuvre de certaines méthodes employées usuellement en mer peut être limitée en lagune du fait des turbidités souvent élevées et des faibles bathymétries.

■ Les méthodes de télédétection

La télédétection concerne l'utilisation et l'interprétation d'informations prises à distance avec différents instruments (appareils photographiques, lasers, radars, etc.). Pour la cartographie des biocénoses marines, on utilise les instruments capables de mesurer une énergie lumineuse. On distingue deux grands types de données de télédétection : les données spatiales, provenant de capteurs orbitaux embarqués sur des satellites d'observation de la terre, et les données aériennes, provenant de capteurs aéroportés embarqués sur des avions ou autres engins volants (drones, ballons...). Pour une cartographie efficace, tous les types de données (satellites, aériennes et aériennes de basse altitude) sont complémentaires. Dans tous les cas, une **validation de terrain** pour éviter les erreurs éventuelles d'interprétation est indispensable.

Concernant la cartographie des biocénoses aquatiques (herbiers, macrophytes...), les techniques de télédétection fournissent essentiellement les contours des zones de végétation sous-marine. Il est parfois possible de caractériser ces zones, en particulier si le couvert est différent ou si les densités sont variables. Mais les conditions du milieu sont souvent limitantes en milieu lagunaire, où la turbidité de l'eau, souvent élevée, empêche la pénétration de la lumière et peut rendre les données inexploitable. Ces techniques sont donc utilisables en eaux très claires et sur des profondeurs très faibles.

Images satellites

Les images satellites à haute résolution offrent des possibilités intéressantes en matière de cartographie des biocénoses marines et lagunaires (ex. : satellites SPOT, LANDSAT). L'arrivée récente des données à très haute résolution (1 à 10 m), proches de celles de la photographie aérienne, est prometteuse et apporte des progrès notables (ex. : satellites QUICKBIRD, IKONOS, SPOT5).

Un "pré-traitement", en général effectué par le fournisseur d'images, applique à celles-ci diverses corrections radiométriques et géométriques (orthorectification) indispensables afin qu'elles soient fiables et compatibles avec l'information géographique (elles sont en général livrées en projection cartographique). Sur cette base, le traitement proprement dit permet d'extraire l'information souhaitée au moyen de matériel et de logiciels performants et dédiés.

Les images satellites ont l'inconvénient de n'offrir que peu de choix du fait qu'on ne maîtrise pas les dates et conditions d'acquisition, sauf en cas de programmation, acquisition très coûteuse où le satellite est programmé spécialement pour une tâche donnée (le plus souvent inaccessible aux civils ou inabordable). Elles ont en revanche l'avantage d'une acquisition aisée, sur catalogue, par téléchargement sur internet. Les images satellites peuvent permettre de repérer les zones de couvert végétal et de les délimiter automatiquement par classification numérique, ou manuellement par numérisation sur image (Figure 25).

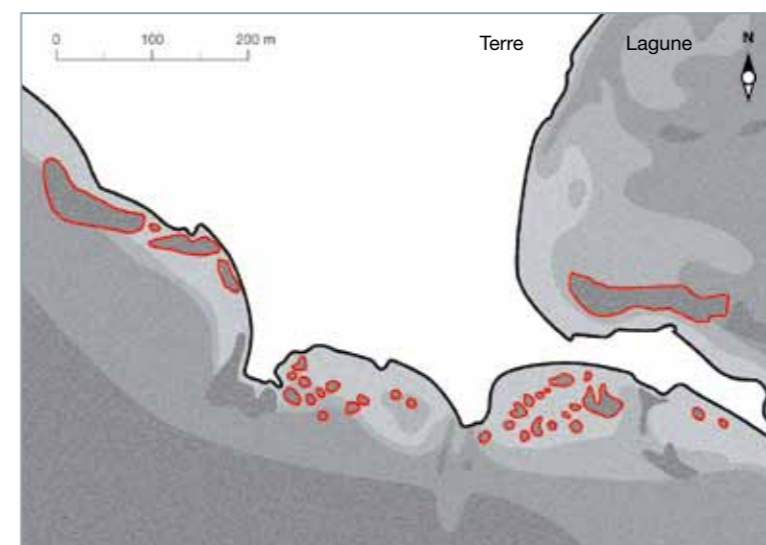


Figure 25. Exemple de délimitation manuelle de contours (en rouge) de structures végétales sub-aquatiques par photo-interprétation visuelle de données panchromatiques SPOT (résolution 2,5 m). Herbier de zostères dans l'étang de Berre (Ganzin *et al.*, 2004)

Mise en œuvre de la télédétection satellite pour localiser les secteurs d'herbier de zostères dans l'étang du Vaccarès

Dans le cadre du suivi annuel des macrophytes de l'étang du Vaccarès, la réserve nationale de Camargue a mis en œuvre, en partenariat avec la Tour du Valat, une technique de télédétection pour localiser les secteurs recouverts par *Zostera noltii*. L'image acquise en 2004 par le satellite SPOT 5 a tout d'abord été corrigée afin de prendre en compte les différents degrés d'atténuation de la lumière dus aux différences de profondeur. Un modèle permettant d'estimer le pourcentage de recouvrement par l'herbier à partir de l'image spectrale a été élaboré à l'aide des données de terrain (observations ponctuelles au niveau de 51 stations) (Figure 26).

Si le traitement de l'image satellite a permis de distinguer avec une bonne précision (~ 90 %) les zones de sables des zones d'herbier, le recouvrement est estimé avec une précision moindre (70 à 75 %).

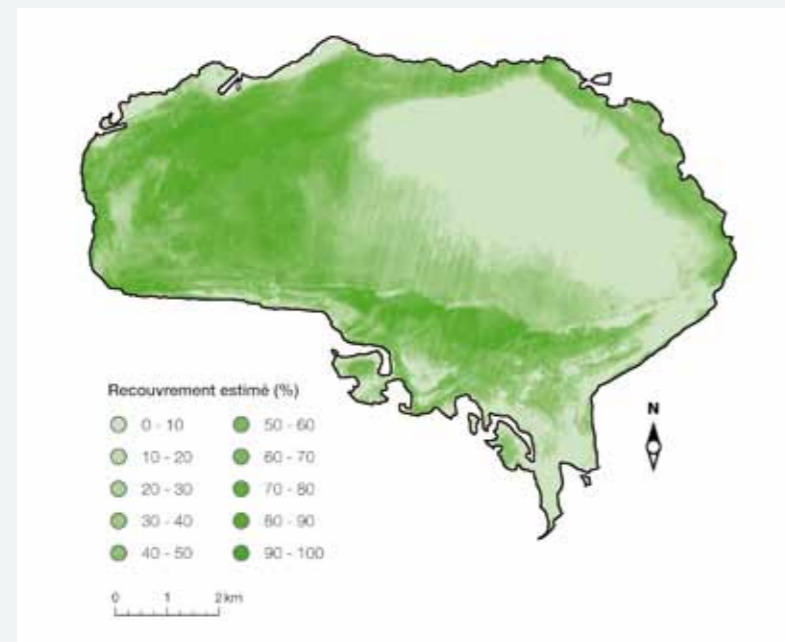


Figure 26. Recouvrement par les herbiers de zostères estimé après traitement d'une image SPOT 5 acquise en 2004 sur l'étang du Vaccarès (Puente, 2004)

Photographies aériennes

La photographie aérienne est très utilisée en cartographie des biocénoses marines pour les faibles profondeurs (en général 0-15 m).

• Photographies de la BD-ortho de l'Institut Géographique National (IGN)

La base de données d'ortho-photographies de l'IGN constitue une source de données pratique, les ortho-photographies étant accessibles gratuitement via le site Internet du géoportail⁴. Les ortho-photographies sont acquises lors de campagnes régulières et sont référencées très précisément dans l'espace (orthorectifiées). La BD-ortho est plutôt destinée à une utilisation terrestre. Les conditions de visibilité des fonds ne sont donc pas toujours idéales, avec parfois une rugosité de surface ou des conditions d'éclairage lors des prises de vue qui font qu'une réflexion de surface fait écran à la visibilité des fonds. La turbidité de l'eau constitue également un facteur limitant. Ces ortho-photographies sont exploitables sans matériel sophistiqué et permettent une photo-interprétation directe (sans traitement automatique) ou une photo-interprétation avec classification automatique (Rollet, 2005). Dans de nombreux cas, la délimitation des zones d'herbier de zostères est possible, surtout pour l'espèce *Zostera marina* qui présente en général une signature caractéristique. Cette approche est plus délicate dans le cas de *Zostera noltii*, moins visible en imagerie aérienne de par sa petite taille, sa forte saisonnalité et la distinction difficile avec certaines algues vertes fixées ou échouées (Alloncle *et al.*, 2005). Une cartographie des herbiers de zostères a cependant été mise en œuvre avec succès sur le bassin d'Arcachon (Dalloyau *et al.*, 2009).

4. <http://www.geoportail.fr>

• Photographies acquises lors de campagnes aéroportées spécifiques

Il est possible de mettre en œuvre des campagnes spécifiques d'acquisition d'images depuis un avion, un ULM, un drone, un ballon, etc. Ces campagnes aéroportées permettent une grande souplesse puisqu'elles offrent la possibilité du choix des dates, de la hauteur des prises de vue, de la saison et des conditions météorologiques. Elles permettent également d'obtenir d'excellents niveaux de résolution (jusqu'à 20 cm). Les traitements de géo-localisation et de mosaïquage peuvent en revanche être relativement lourds et nécessiter du matériel et des logiciels sophistiqués, doublés d'une compétence fine.

Les données de télédétection, qu'elles soient aériennes ou spatiales, ont un intérêt indéniable pour la cartographie des petits fonds. Elles sont complémentaires des méthodes acoustiques, qui permettent de cartographier des zones plus profondes et de mieux caractériser les biocénoses marines (type de couverture, densité, ...).

■ Les méthodes acoustiques

Les sondeurs monofaisceaux ou multifaisceaux et les sonars (ou sondeurs) latéraux reposent tous sur le principe d'émission et réception d'ondes acoustiques. Les données obtenues relèvent du domaine de la bathymétrie et de l'imagerie sonar :

- la bathymétrie est la mesure des profondeurs. Elle consiste à exploiter les temps de parcours des signaux acoustiques,
- l'imagerie est basée sur la mesure du niveau de réflectivité des fonds, qui est en partie dépendant de la nature du sédiment et de la morphologie. L'enregistrement est restitué sous forme d'une image sonar du fond en teintes de gris. L'interprétation de cette image peut permettre en particulier de localiser les zones végétalisées.

Chaque type de sondeur a ses propres spécificités (en termes de signal acoustique, gamme de profondeur, précision, couverture, ...) (Figure 27).

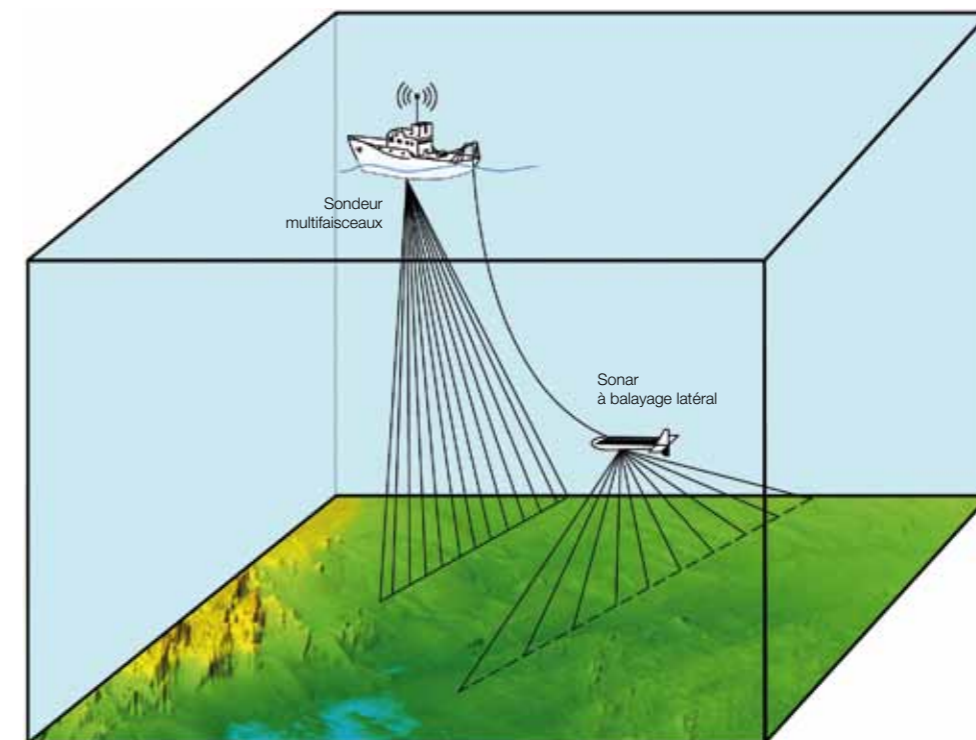


Figure 27. Schéma de l'acquisition acoustique par sondeur multifaisceaux et sonar latéral (Lurton, 1998 © Ifremer)

Le sondeur monofaisceau est le sondeur classique utilisé en navigation pour la bathymétrie. Les instruments utilisés en hydrographie sont plus sophistiqués et permettent d'obtenir des données d'une précision centimétrique.

Le sondeur multifaisceaux est un sondeur acoustique à large ouverture angulaire (jusqu'à 150°). Il possède trois avantages par rapport au sondeur monofaisceau :

- il permet d'explorer une large zone, le long de la route du navire ;
- sa résolution est grande (d'autant plus grande que ses faisceaux sont étroits) ;
- il possède également une fonction imagerie permettant d'acquérir, en complément des données de profondeur, de l'information sur la nature du fond.

En revanche, son intérêt dans les lagunes de faible profondeur est moindre, car le gain en terme de surface explorée est faible au regard des difficultés de mise en œuvre (matériel plus encombrant, nécessité d'une centrale roulis-tangage). De plus, c'est un matériel coûteux, dont la mise en œuvre et l'interprétation des données reçues est délicate.

Le sonar latéral a pour fonction de constituer des images acoustiques détaillées des fonds marins. Le faisceau sonore est émis avec une incidence rasante. Le résultat final est appelé sonogramme (Ehrhold, 2004). Le traitement des données nécessite des compétences spécifiques et des temps de traitement assez longs (en particulier du fait de la recherche de la haute résolution).

Le sonar latéral constitue une technique rapide pour caractériser la surface d'un herbier sur de vastes étendues ; il permet en outre de distinguer le caractère meuble (vase, sable ou gravier) ou dur (roche) des fonds ainsi que certaines traces anthropiques (traces de mouillage, chalutage, etc.). Pour réaliser des cartographies de la végétation, les mesures sont souvent acquises simultanément par un sondeur monofaisceau et un sonar latéral.

L'approche acoustique doit dans tous les cas être validée par des techniques de "vérité terrain" qui permettent d'observer la surface et la nature des fonds, soit directement par vidéo ou plongeur, soit indirectement par prélèvements avec une benne.

Certaines embarcations permettent de faire des relevés acoustiques dans les petits fonds :

- la vedette "Haliotis" de l'Ifremer, où les outils de cartographie sont intégrés dans la coque,
- la vedette de la société Semantic-TS, où les outils de cartographie sont fixés sous la coque (Noel *et al.*, 2005).

■ La vidéo remorquée

Cet outil ne peut être mis en œuvre que dans des fonds peu accidentés et avec de bonnes conditions de visibilité.

L'imagerie vidéo sous-marine permet d'acquérir des informations qualitatives et quantitatives sur la nature des fonds observés. La caméra est tractée par un navire progressant à faible vitesse (1 nœud). L'enregistrement des images est couplé à l'enregistrement de la position géographique. Les images sont visualisées *a posteriori* et les informations retenues (par exemple, présence ou non d'herbier) sont associées aux informations enregistrées (heure de prise de vue et position géographique) sur un fichier de type tableur. Le fichier est transformé en couches de données géographiques pour obtenir une restitution cartographique par Système d'Information Géographique (SIG) de chacun des trajets réalisés associés aux informations retenues.

Cette méthode est bien adaptée pour estimer le recouvrement végétal, réaliser une cartographie des herbiers, ou définir les grands types de peuplements (Figure 28). Des prélèvements sont nécessaires pour la détermination des espèces.



Figure 28. Exemple d'informations recueillies par vidéo remorquée le long de transects dans l'étang de Thau (Oheix, 2006)

■ Les observations visuelles

Dans les très faibles profondeurs, les observations peuvent se faire à pied ou dans une embarcation depuis la surface. La "lunette de Calfat" permet de faciliter la vision depuis la surface (Figure 29).

Pour les plus grandes profondeurs, les observations sont réalisées en plongée sous-marine. Les informations recueillies doivent être géo-référencées. Cette méthode est précise et efficace mais ne peut être que ponctuelle. Les informations peuvent être consignées sur des fiches immergeables. La photographie est également un bon support pour restituer l'information et pour l'identification des organismes.



Figure 29. Lunette de Calfat



Le tableau 2 présente un bilan des différentes méthodes de cartographie utilisables en lagune, avec les échelles et l'emprise géographique (couverture spatiale d'étude), la résolution (précision de l'information) ainsi que leurs avantages et inconvénients.

Tableau 2. Conditions et limites d'utilisation des différentes méthodes de cartographie des macrophytes

Méthode	Echelle	Emprise géographique	Résolution	Avantages	Inconvénients
Images satellites	1:25 000 à 1:50 000	Locale à sous-régionale (complexe lagunaire ou lagune)	< 5 m	- Forte emprise - Existence d'archives - Adapté aux faibles profondeurs	- Pas de choix pour les dates de réalisation des images - Résolution faible - Technicité pour le traitement de l'image - Vérification terrain nécessaire
Images aériennes	1:10 000 à 1:25 000	Zone particulière à locale (site, habitat)	< 2 m	- Emprise moyenne - Bonne résolution spatiale - Adapté aux faibles profondeurs - Disponibilité de prestataires pour l'acquisition - Différentes techniques adaptées à la surface explorée (avion, drone, ballon, etc.)	- Contraintes liées à la turbidité - Coût d'acquisition - Vérification terrain nécessaire - Nécessité d'ortho-rectification (sauf BD-ortho IGN)
Méthodes acoustiques	1:1 000 à 1:10 000	Zone particulière (site, habitat)	< 5-10 m	- Emprise moyenne - Bonne résolution	- Image linéaire - Fortes exigences technologiques pour l'interprétation des données - Vérification terrain nécessaire - La faible profondeur limite la mise en œuvre
Vidéo sous-marine	1:100 à 1:1 000	Site (microhabitat, peuplement)	< 0,5 m	- Forte résolution - Facilité de mise en œuvre et d'interprétation	- Emprise réduite - Contraintes liées à la turbidité - Post-traitement des images vidéo assez long - Reconnaissance limitée des espèces
Observations visuelles	1:100 à 1:1 000	Site (microhabitat, peuplement)	< 0,1 m	- Peu coûteux pour des petites surfaces - Forte résolution - Récolte possible	- Faible emprise - Plongée nécessaire pour les profondeurs supérieures à 1,5 m

3.1.3 Le suivi des peuplements de macrophytes

Outre les méthodes d'inventaire floristique et de cartographie, d'autres types de suivis permettent de qualifier l'état des peuplements de macrophytes. Différents paramètres sont observés ou mesurés pour établir des indicateurs de l'état du peuplement. Un suivi des peuplements est réalisé le plus souvent pour répondre à des besoins de gestion : suivi de l'impact d'une pression localisée, diagnostic de l'état vis-à-vis de l'eutrophisation (ex. : RSL), évaluation de l'état écologique du milieu (ex. : Directive Cadre sur l'Eau), etc.

■ Les paramètres suivis

Les paramètres peuvent être estimés ou mesurés soit au niveau de l'ensemble de la végétation, soit au niveau de peuplements ou d'espèces déterminés. Les paramètres les plus classiquement mesurés sont :

- **La biomasse** : c'est un poids de macrophyte par unité de surface. On peut la mesurer en poids sec (après passage à l'étuve) ou en poids humide ;
- **Le recouvrement** : c'est le taux d'occupation du sol par les macrophytes ;
- **La richesse spécifique** : c'est le nombre total d'espèces présentes sur la zone étudiée.

La mesure de certains paramètres comme la biomasse nécessite des prélèvements ; pour d'autres paramètres, des observations et mesures *in situ* suffisent.

Le suivi des herbiers

Certains paramètres sont propres au suivi des herbiers. On peut citer par exemple la densité (nombre de faisceaux par unité de surface), l'indice foliaire (surface de feuille par faisceau ou par unité de surface), le degré d'épibiose (recouvrement ou biomasse des épibiontes) et la biomasse souterraine ou aquatique.

■ Les méthodes et les stratégies d'échantillonnage



Figure 30. Prélèvement dans un quadrat

L'objectif du suivi des peuplements et les paramètres à renseigner déterminent la stratégie spatiale et temporelle d'échantillonnage.

En fonction de l'objectif, la zone à explorer est déterminée et les sites d'étude sont positionnés. Ils peuvent par exemple être positionnés selon un quadrillage régulier de points ou selon un échantillonnage stratifié (sous-échantillonnage d'habitats).

Les surfaces explorées peuvent être délimitées de différentes façons (quadrats, cordes, piquets, etc.). La délimitation par un quadrat (Figure 30) permet de travailler sur une surface identique au niveau de chaque station. La surface du quadrat utilisé est adaptée à la quantité d'informations par unité de surface (de 10 x 10 cm à 100 x 100 cm).

Dans certains cas, les sites d'observation peuvent être positionnés le long de transects.



Les transects

L'échantillonnage par transect est généralement utilisé pour caractériser des peuplements en fonction d'un gradient environnemental. Ce gradient peut être soit naturel (profondeur, salinité, etc.), soit lié à des pressions d'activités humaines (rejets, aménagement, fréquentation, ...).

Le transect est défini selon l'axe du gradient environnemental. Les informations ou le matériel sont récoltés à intervalles réguliers (de quelques centimètres à plusieurs mètres) le long de l'axe du transect. La longueur des intervalles dépend de la résolution souhaitée.

Les intervalles sont repérés en utilisant un décamètre (petit intervalle) ou positionnés par GPS.

Les informations acquises peuvent être de plusieurs natures : observation de recouvrement, de densité, de composition, prélèvement, image (photographie ou vidéo), signal acoustique, etc.

Les sites d'observation (quadrat, transect, ...) peuvent être matérialisés physiquement de façon permanente, ce qui permet d'effectuer des suivis temporels sur des zones précisément délimitées. D'une manière générale, il est souhaitable de réaliser les prélèvements ou les observations de manière répliquée (2 ou 3 mesures par station) afin de s'affranchir de la variabilité due à l'observateur ou de la variabilité naturelle.

3.2 Les méthodes de traitement et d'interprétation des données

3.2.1 Les indicateurs de l'état des peuplements de macrophytes et du milieu

Les indicateurs sont définis ou calculés à partir des paramètres mesurés *in situ* ou *a posteriori*. Un bon indicateur doit être concret, sensible aux pressions étudiées, basé sur une théorie robuste, facilement mesurable, facilement interprétable et d'un bon rapport coût/efficacité.

En écologie, des indicateurs sont largement utilisés pour décrire la structure des peuplements et populations. Par exemple, la diversité spécifique (indice de Shannon et Weaver, 1949) exprime l'importance relative du nombre des espèces abondantes dans un milieu donné. Ainsi, plus la proportion des espèces rares est forte et la proportion des espèces abondantes est réduite, plus l'indice de diversité est grand. L'indice est minimum quand tous les individus appartiennent à la même espèce ; il est maximum quand chaque individu représente une espèce distincte. Son expression est fonction de deux paramètres : le nombre d'espèces et le nombre d'individus par espèce.

Des regroupements fonctionnels des espèces de macrophytes peuvent être utilisés pour construire des indicateurs :

- comportement trophique : espèce opportuniste ou de référence (cf. méthode RSL),
- morphologie, vitesse de croissance et longévité (Orfanidis *et al.*, 2003),
- espèce proliférante ou non, etc.

Certains indicateurs sont développés pour décrire l'état des peuplements de macrophytes en fonction de différents types de perturbations engendrées par les activités humaines (ex. : eutrophisation, espèces invasives, contamination chimique, ...). Ces indicateurs sont associés à des grilles d'interprétation qui permettent de qualifier l'état concerné (ex. : grille RSL). Ces grilles sont établies à partir de seuils qui séparent des classes de qualité représentant des stades d'évolution de l'état du milieu. La définition de ces seuils nécessite une simplification des phénomènes biologiques, qui n'évoluent pas dans la réalité de façon si contrastée. L'interprétation et les commentaires de l'expert restent donc primordiaux dans la description et l'analyse de la qualité de la zone étudiée.

Grille RSL de diagnostic de l'eutrophisation par les macrophytes

(adapté de Ifremer, Créocéan, UMII, 2000)

Le principe de cette grille repose sur la disparition des espèces de référence sous l'effet de l'augmentation du niveau d'eutrophisation et sur la richesse spécifique. Au niveau de chaque station de suivi, les deux indicateurs renseignés sont le pourcentage de recouvrement relatif des espèces de référence (% de la couverture végétale occupée par les espèces de référence) (RR) et le nombre total d'espèces observées (richesse spécifique : RS). Chaque couleur correspond à un état défini par rapport au niveau d'eutrophisation, de mauvais à très bon. Pour une station donnée, cette grille est utilisable seulement quand le recouvrement végétal est supérieur ou égal à 5 %.

Recouvrement relatif des espèces de référence (RR)		
75 % ≤ RR	Très bon	
50 % ≤ RR < 75 %	Bon	
5 % ≤ RR < 50 %	Moyen	
0 < RR < 5 %	Médiocre	
Absentes	Mauvais	
Richesse Spécifique (RS)	RS ≥ 3	RS < 3

Très bon état (bleu) : les espèces de référence dominent (≥ 75 %), des proliférations d'algues opportunistes peuvent être présentes très localement. La diversité est satisfaisante.

Bon état (vert) : les espèces de référence dominent (50 à 75 %), les algues opportunistes prolifèrent localement avec possibilité de crises anoxiques exceptionnelles. La diversité est satisfaisante.

Etat moyen (jaune) : les espèces de référence ne dominent plus (entre 5 et 50 %) mais sont présentes, les espèces opportunistes prolifèrent localement avec des crises anoxiques locales mais récurrentes. La diversité est satisfaisante.

Etat médiocre (orange) : les espèces de référence sont très faiblement représentées (< 5 %), les espèces opportunistes ne dominent pas constamment mais leur abondance peut conduire à des anoxies générales. La diversité est réduite.

Mauvais état (rouge) : les espèces de référence sont absentes, seules les espèces opportunistes peuvent proliférer avec des crises anoxiques générales et récurrentes. La richesse spécifique est faible.

3.2.2 Représentation cartographique

Un des outils de traitement et de représentation des données acquises est le Système d'Information Géographique (SIG). Cet outil est adapté pour restituer les données sur les peuplements de macrophytes, quelle que soit la méthode d'étude choisie. Les données doivent être géo-référencées ; les logiciels de SIG (ArcView, MapInfo, gvSIG, etc.) permettent alors de donner une représentation cartographique des résultats (Figure 31).

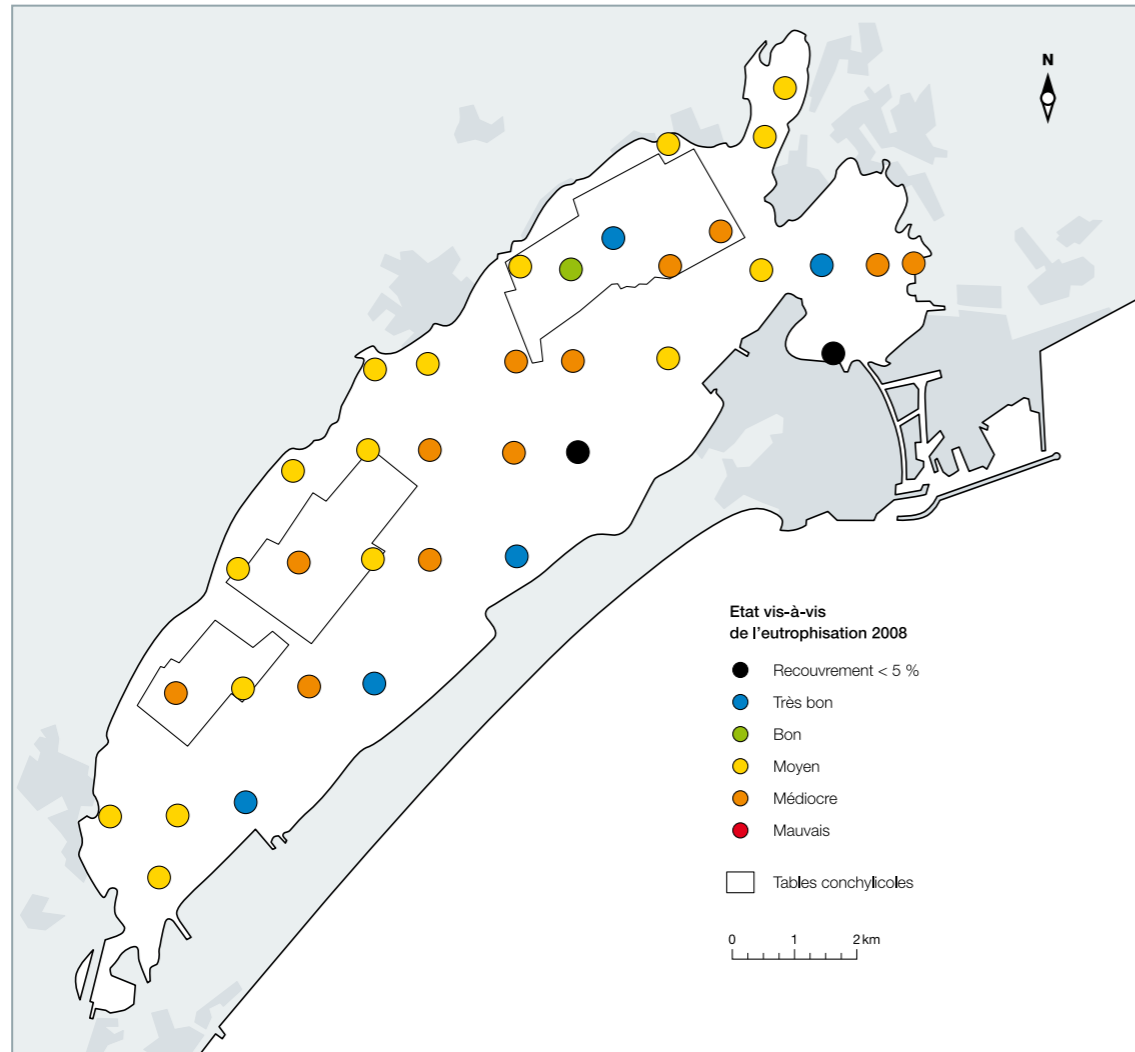


Figure 31. Représentation cartographique des résultats du diagnostic RSL par le compartiment macrophytes dans l'étang de Thau en 2008 (Ifremer, 2009)

Lors de la réalisation des cartes, il est important de suivre les référentiels existants⁵ en terme de vocabulaire et de symbologie (Projet MESH, 2008 ; Bajjouk, 2009 ; Pergent-Martini & Pergent, 2010).

5. <http://www.rebent.org/fr/le-rebent/projet-europeen-mesh/guide-mesh.php>
http://www.ifremer.fr/natura2000/guides_methodologiques

Dans le cas de l'acquisition de données ponctuelles, une méthode d'interpolation spatiale (krigeage) peut être mise en œuvre afin de représenter une variable (paramètre ou indicateur) entre des points de mesure. L'objectif du krigeage n'est pas de reproduire la réalité en tout point de la grille d'interpolation, mais de donner les valeurs les plus probables statistiquement entre les points de mesure (avec calcul des erreurs). Pour pouvoir réaliser un krigeage, il faut disposer d'informations sur la disposition spatiale, avoir un nombre suffisant de stations de mesure et avoir des connaissances en géostatistiques, car les modèles de krigeage nécessitent un réglage en fonction de l'analyse exploratoire des données disponibles (type de modèle, portée, pas de calcul, voisinage). Du fait de l'hétérogénéité des peuplements de macrophytes, la méthode de krigeage doit être utilisée avec précaution.

Lorsque la répartition géographique n'est pas appropriée et le nombre de stations insuffisant, le krigeage n'est pas possible. Les données sont alors présentées au niveau de la station d'échantillonnage.

Dans le cadre du RSL, les variables caractéristiques du sédiment et des macrophytes sont représentées pour certaines lagunes sous forme de cartes obtenues par krigeage, sous le logiciel ArcGis 9.2 et l'extension "géostatistical analyst" (Figure 32).

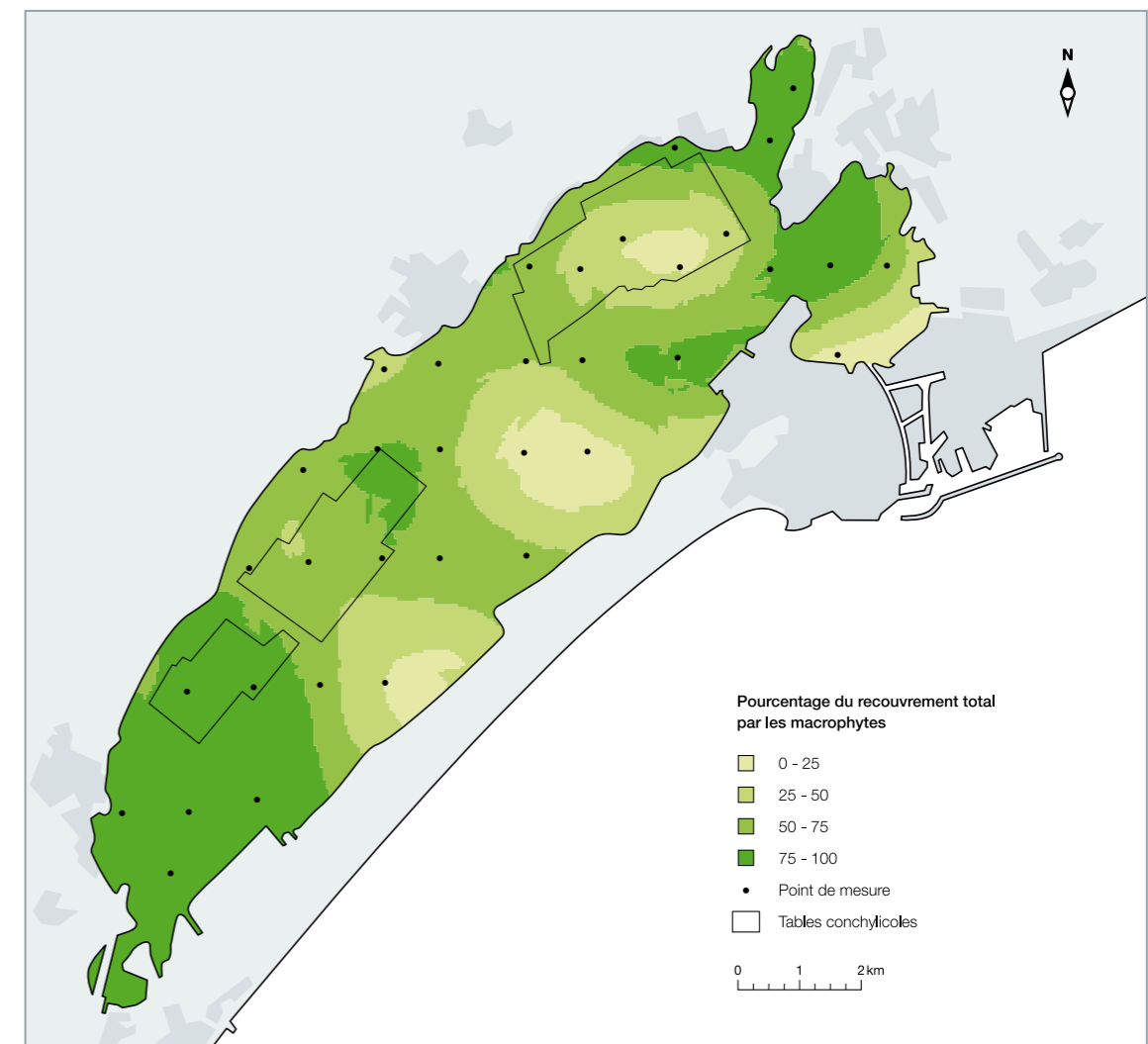


Figure 32. Exemple de carte issue du krigeage des données de recouvrement végétal acquises au niveau de 36 points de mesure dans l'étang de Thau en 2008 (Ifremer, 2009)

FICHES DE RECONNAISSANCE DES PRINCIPALES ESPÈCES DE MACROPHYTES





SOMMAIRE DES FICHES DE RECONNAISSANCE

Présentation des fiches 46-47

Phanérogames

01. <i>Potamogeton pectinatus</i>	48-49
02. <i>Ruppia cirrhosa</i>	50-51
03. <i>Zostera marina</i>	52-53
04. <i>Zostera noltii</i>	54-55

Chlorophytes

05. <i>Lamprothamnium papulosum</i>	56-57
06. <i>Acetabularia acetabulum</i>	58-59
07. <i>Bryopsis plumosa</i>	60-61
08. <i>Chaetomorpha aerea</i> et <i>Chaetomorpha linum</i>	62-63
09. <i>Cladophora glomerata</i>	64-65
10. <i>Cladophora vagabunda</i>	66-67
11. <i>Codium fragile</i>	68-69
12. <i>Monostroma obscurum</i>	70-71
13. <i>Ulva clathrata</i>	72-73
14. <i>Ulva intestinalis</i>	74-75
15. <i>Ulva rigida</i>	76-77
16. <i>Valonia aegagropila</i> et <i>Valonia utricularis</i>	78-79

Rhodophytes

17. <i>Alsidium corallinum</i>	80-81
18. <i>Centroceras clavulatum</i>	82-83
19. <i>Ceramium</i>	84-85
20. <i>Chondria capillaris</i>	86-87
21. <i>Chylocladia verticillata</i>	88-89
22. <i>Gelidium crinale</i>	90-91
23. <i>Gracilaria bursa-pastoris</i>	92-93
24. <i>Gracilaria dura</i>	94-95
25. <i>Gracilaria gracilis</i>	96-97
26. <i>Grateloupia filicina</i>	98-99
27. <i>Griffithsia corallinoides</i>	100-101
28. <i>Halopitys incurva</i>	102-103
29. <i>Laurencia obtusa</i>	104-105
30. <i>Polysiphonia elongata</i>	106-107
31. <i>Rytiphloea tinctoria</i>	108-109
32. <i>Solieria chordalis</i>	110-111
33. <i>Spyridia filamentosa</i>	112-113

Chromophytes

34. <i>Cladostephus spongiosus</i>	114-115
35. <i>Colpomenia sinuosa</i>	116-117
36. <i>Cutleria multifida</i>	118-119
37. <i>Cystoseira barbata</i>	120-121
38. <i>Dictyota dichotoma</i>	122-123
39. <i>Dictyota spiralis</i>	124-125
40. <i>Ectocarpaceae (Ectocarpus siliculosus)</i>	126-127
41. <i>Sargassum muticum</i>	128-129



PRÉSENTATION

Ce chapitre regroupe des fiches de description des espèces les plus fréquemment rencontrées dans les lagunes du Languedoc-Roussillon. Les fiches sont illustrées de photos prises en aquarium, *in situ* en plongée, et si nécessaire pour la reconnaissance de l'espèce, au microscope (coupe transversale ou vue à plat). Les méthodes de prise de vue sont décrites en annexe 4.

Les fiches sont organisées selon une entrée par couleur (bandeau supérieur) :

- vert foncé pour les phanérogames
- vert clair pour les algues vertes et les characées
- rouge pour les algues rouges
- brun pour les algues brunes

Composition des fiches

Les informations disponibles sur chaque fiche sont : le nom latin, le nom du découvreur et la date de la première identification, les noms vernaculaires quand ils existent et la classification.

Exemple :

- Cystoseira** : nom du genre
- Cystoseira barbata** : nom de l'espèce
- (Stackhouse)** : nom de l'auteur ayant le premier utilisé le nom de l'espèce dans une publication validée (le plus souvent avec la description originale)
- C. Agardh** : nom de l'auteur ayant transféré l'espèce dans le genre actuel
- 1842** : date du transfert dans le genre actuel (quand il n'y a pas eu de transfert : date de la première publication)

Cystoseira barbata (Stackhouse) C. Agardh, 1842

Cystoseira

Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Fucales, (F) Sargassaceae

Nom vernaculaire : La classification en latin, selon l'ERMS⁶ : Phylum (embranchement, division) (P), classe (C), sous-classe (SC), ordre (O), famille (F)

Remarque : le nom et la classification des espèces (taxonomie*) est susceptible d'évoluer en fonction de l'avancée des recherches, en génétique notamment. Les informations données dans ce guide sont valables à la date de la publication. Pour avoir accès aux données mises à jour, se référer au site internet de l'ERMS www.marbef.org/data/erms.php

6. ERMS : European Register of Marine Species

Caractéristiques de l'espèce⁷ (cf. § 1.2.2, p.26), un pictogramme indique si l'espèce est une espèce :

- de référence (par rapport à l'eutrophisation)
- opportuniste
- introduite

La localisation⁸ : les lagunes où l'espèce a été récoltée sont signalées sur une carte schématique du Languedoc-Roussillon (se référer à la carte générale (Figure 1 et rabat) pour mieux localiser les lagunes).

Couleur du groupe

Centroceras clavulatum (Dilwyn) Kützng 1849

18

Morphologie

Examen microscopique

Biologie et caractéristiques

Espèces proches

Numéro de la fiche

Morphologie : description des critères de reconnaissance de l'espèce (forme, couleur, dimensions, organes de reproduction, ...).

Examen microscopique : description des vues microscopiques (thalle à plat sur une lame ou coupe transversale) où l'on met en évidence les éléments qui servent à la reconnaissance.

Le pictogramme signale que l'observation microscopique est indispensable à la reconnaissance de l'espèce.

Biologie et caractéristiques : particularités du développement et de la reproduction, du comportement des peuplements dans la lagune.

Milieu : caractéristiques du biotope préférentiel.

Statut de protection : quand il existe.

Les espèces proches : liste des espèces morphologiquement proches, critères de distinction, numéro de la fiche correspondante.

7. Certaines espèces ne peuvent être classées dans ces trois catégories. Dans ce cas, aucun pictogramme n'est "activé".

8. Il ne s'agit pas d'une étude exhaustive de la présence des espèces dans les lagunes mais de la restitution des connaissances obtenues dans le cadre du RSL de 1999 à 2010. Une espèce est notée présente dans une lagune si elle a été observée pendant les campagnes de suivi des macrophytes ou si elle a été observée pendant l'élaboration de ce guide.



Potamot à feuilles pectinées, Potamot à feuilles en peigne,
Potamot pectiné, Potamot suisse

Classification : (P) Magnoliophyta, (C) Liliaceae, (O) Alismatales,
(F) Potamogetonaceae



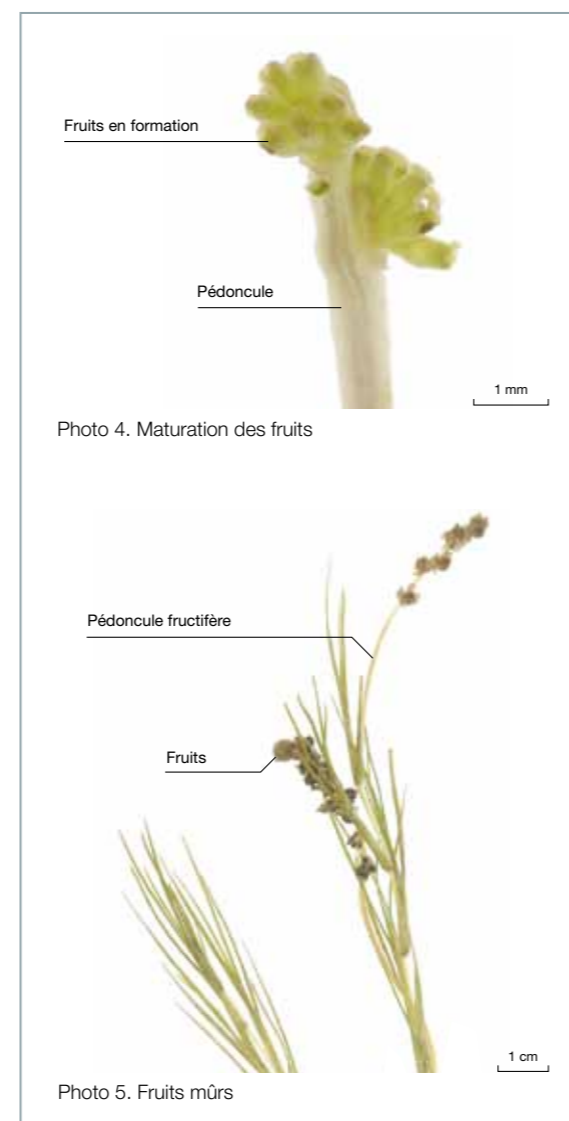
Ayrolle
Campagnol
Vendres
Grand Bagnas
Or
La Marette

01

Morphologie

La plante est formée de longues tiges (jusqu'à 3 m), filiformes (1 à 2 mm de diamètre) et ramifiées. Les feuilles étroites (2,5 mm de large au maximum) sont longuement engainantes à leur base (sur 5 cm) (photos 1 et 2). Elles ont 1 à 5 nervures longitudinales, les nervures transversales faisant des stries souvent visibles à l'œil nu (photo 3). Cette espèce forme des herbiers vivaces* fixés sur les fonds meubles par des rhizomes et des racines profondes (photo 7).

Examen rapproché



Biologie et caractéristiques

Potamogeton pectinatus présente une croissance végétative continue et une reproduction sexuée annuelle. Au moment de la reproduction sexuée (à partir du printemps), les fleurs sont portées par un pédoncule rectiligne (photo 4). Les épis portent 4 à 7 verticilles de fleurs. Après une pollinisation dans l'eau, les fleurs deviennent des fruits marron foncé (photo 5 et 6). Le pédoncule qui les porte peut s'allonger jusqu'à atteindre 30 cm de long. La plante est verte en début de croissance et jusqu'à l'apparition des fleurs, puis devient marron à la maturité des fruits (y compris les feuilles). Ses fruits servent de nourriture à certains oiseaux d'eau (canards, foulques).

De manière générale, les herbiers de potamot se développent de façon importante jusqu'au début de l'automne. La biomasse peut alors être élevée (proche du kg de matières sèches/m²) puis diminue en hiver. Les plants situés dans les zones abritées résistent mieux.

Milieu

Le potamot se développe dans les secteurs peu profonds d'eaux douces (0,5 à 1,5 m) sous faible influence des eaux marines. Dans les lagunes du Languedoc-Roussillon, la surface occupée par le potamot progresse et régresse en fonction de l'importance de la zone dessalée.

Le potamot à feuilles pectinées peut se développer dans des eaux polluées où d'autres espèces végétales ont déjà disparu. Le potamot puise essentiellement les nutriments contenus dans les sédiments mais peut aussi puiser ceux contenus dans l'eau. Sa prolifération indique un milieu enrichi en nutriments.

Les cas de prolifération observés chez le potamot pectiné proviennent le plus souvent de perturbations du fonctionnement des milieux dues aux activités humaines.

Le potamot est considéré comme une espèce proliférante dans les cours d'eau continentaux.

C'est une espèce indigène, qui colonise des milieux très différents (lagunes mais également rivières, étangs, lacs, bassins, fossés). Elle est présente un peu partout en France (de 0 à 1600 m d'altitude) et dans le monde.



Photo 6. Fruits mûrs



Photo 7.

Espèces proches

Quand il vient de germer et commence à pousser, le potamot peut se confondre avec les autres phanérogames en herbe des genres *Ruppia* et *Zannichellia* qui colonisent les mêmes habitats.

Les fleurs de potamot ressemblent à celle de *Ruppia* mais (contrairement à *Ruppia*) les fruits sont portés par un unique pédoncule.



Ruppie spiralée

Classification : (P) Magnoliophyta, (C) Liliaceae, (O) Alismatales, (F) Ruppiceae



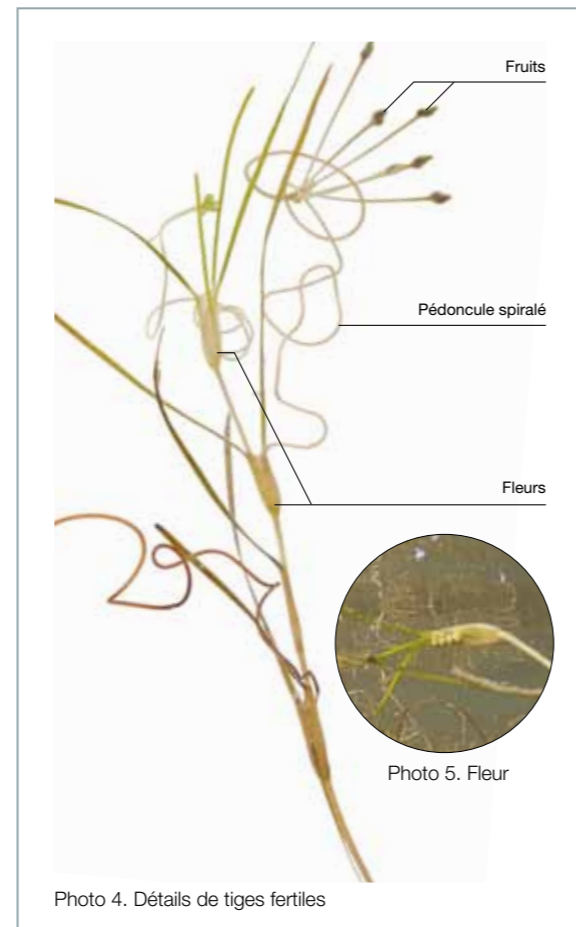
Canet-St-Nazaire
Salses-Leucate
La Palme
Etangs du Narbonnais
Vendres
Grand Bagnas
Ingril Sud
Ingril Nord
Or
Médard
Rhône-Saint-Roman



Morphologie

Le rhizome, enfoui dans le sable ou la vase, est une tige horizontale entrecoupée de nœuds. La longueur des entre-nœuds varie de 2 mm à 1 cm. Chaque nœud porte des racines pouvant atteindre 10 cm et un court rameau portant un faisceau de feuilles dressées dans l'eau (photo 1). Les feuilles, bien vertes, sont de fins rubans de moins d'un millimètre de large et d'une dizaine de centimètres de long environ. Une fois par an (de la fin de l'hiver à l'été), des tiges dressées s'allongent et dépassent largement les feuilles stériles (photo 3). Elles portent des feuilles fertiles qui engainent des fleurs (photo 4 et 5). Après la fécondation (du printemps à l'automne), un pédoncule spiralé se forme à partir de la fleur ; il porte à son extrémité de courtes tiges (4 à 10) terminées chacune par un fruit indéhiscent* (photo 4 et 6).

Examen rapproché



Biologie et caractéristiques

Le pollen, entraîné par l'eau, vient s'accrocher sur les pistils pour les féconder et former des fruits. Chaque année, les nouvelles graines germent, forment des rhizomes et des faisceaux de feuilles qui se groupent sur le sol meuble pour former des herbiers (photo 7). Les rhizomes immergés de l'année précédente ne meurent pas, mais continuent leur croissance. L'herbier s'accroît à la fois par germination des graines et par croissance et ramification des rhizomes. Souvent, cette espèce est associée à *Zostera noltii* pour former des herbiers mixtes.

Milieu

Ruppia vit à faible profondeur dans des lagunes ou des zones de lagunes qui subissent de grands écarts de salinité. Souvent dans les zones de lagunes fortement influencées par les arrivées d'eau douce mais également dans certains étangs sursalés.

Gestion : Quand un herbier existe, la vigilance est de rigueur pour éviter les polluants, la turbidité de l'eau et la prolifération d'algues dérivantes ou opportunistes qui pourraient se développer au dessus de l'herbier et l'étioler.

Espèces proches

Ruppia maritima est la copie conforme de *Ruppia cirrhosa*. Seul le pédoncule fructifère, non spiralé chez *Ruppia maritima*, permet de les distinguer sur le terrain. Une observation plus poussée avec dénombrement des ovaires (8 chez *Ruppia cirrhosa*, 4 pour *Ruppia maritima*) permet une distinction sûre.

Zostera noltii, *Potamogeton pectinatus* : les plantes encore stériles peuvent être confondues avec les autres phanérogames aquatiques.

La fleur de *Ruppia* ressemble à celle du potamot mais après fécondation, plusieurs tiges portent chacune un fruit.



Photo 6.



Photo 7.



Zostère marine, grande zostère, grande matre

Classification : (P) Magnoliophyta, (C) Liliaceae, (O) Alismatales, (F) Zosteraceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Ayrolle
Thau

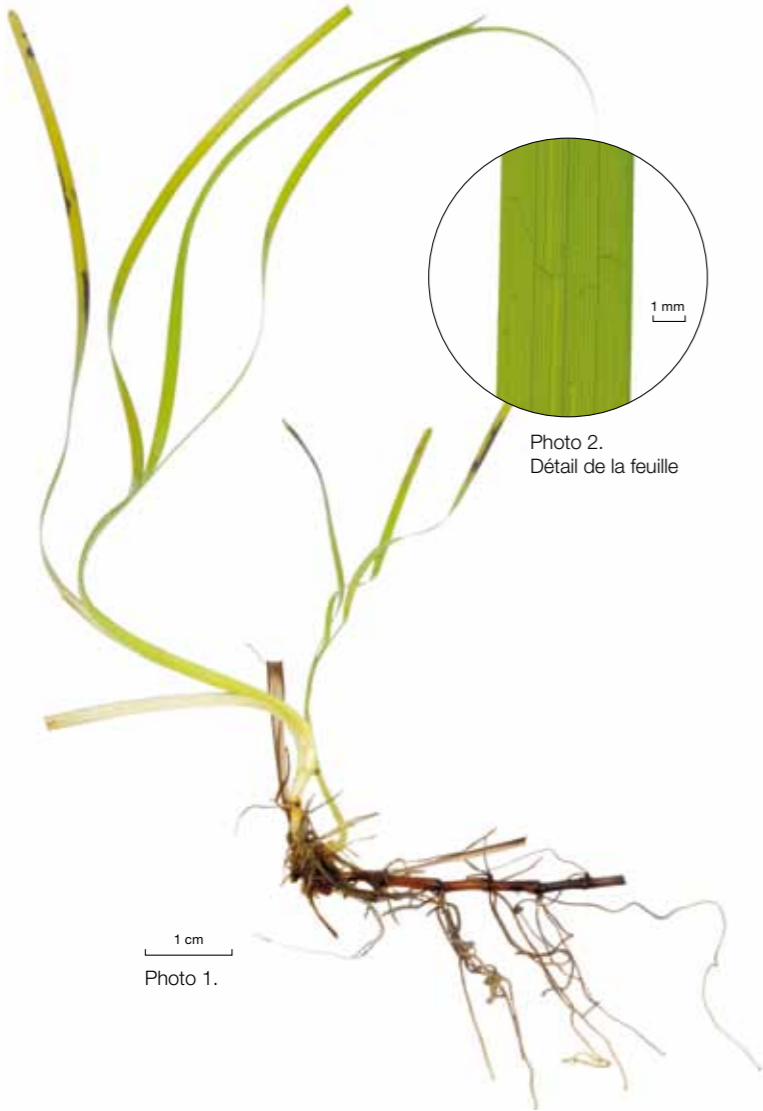


Photo 1.

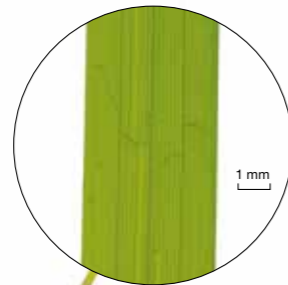


Photo 2.
Détail de la feuille

Morphologie

La plante est formée d'un rhizome enfoui dans le sable ou la vase. Chaque nœud du rhizome porte des racines vers le bas et un court rameau prolongé d'un faisceau de feuilles dressées dans l'eau (photo 1). Les feuilles, bien vertes, sont des rubans larges de quelques millimètres à un centimètre, peu épais (< 1 mm) et de quelques dizaines de centimètres à plus d'un mètre de hauteur en fonction de la profondeur. Elles ont 5 à 11 nervures longitudinales principales (photo 2). Une fois par an (à partir de février), des tiges dressées s'allongent et portent des feuilles fertiles qui engainent des épis dont seuls les pistils dépassent (photo 3).

Examen rapproché

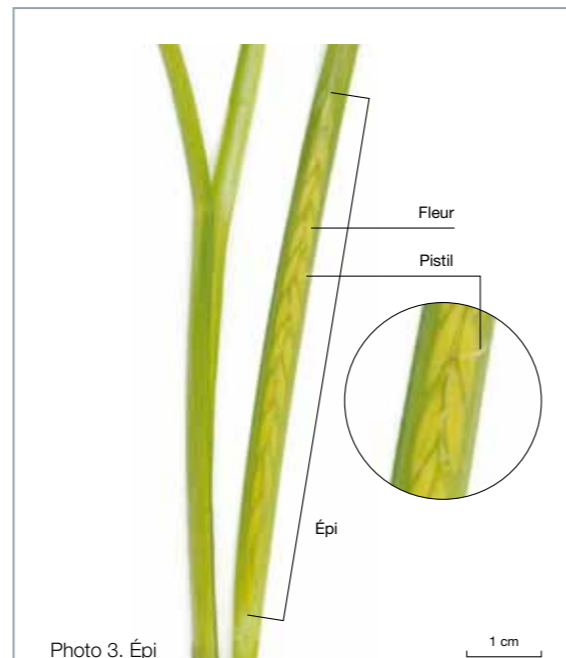


Photo 3. Épi



Photo 4. Fruits en cours de maturation

Statut de protection :

Au niveau national, *Zostera marina* ne bénéficie pas de statut de protection en tant qu'espèce, excepté dans certaines régions.

En revanche, les herbiers de zostères, représentant l'habitat "lagunes côtières", font l'objet de mesures de conservation dans le cadre de Natura 2000.

L'espèce *Zostera marina* est citée dans l'Annexe I de la convention de Berne et dans l'Annexe II de la Convention de Barcelone. Les pays signataires de ces conventions (dont la France) s'engagent à la protéger.

Biologie et caractéristiques

Le pollen est formé de filaments microscopiques. Entraînés par l'eau, ces micro-filaments viennent s'accrocher sur les pistils pour les féconder et former des fruits striés (photo 4). Chaque année, les nouvelles graines germent, forment des rhizomes et des faisceaux de feuilles qui se groupent sur le sol meuble pour constituer des herbiers (photos 5 et 6). Les rhizomes immergés de l'année précédente ne meurent pas mais continuent leur croissance. L'herbier s'accroît à la fois par germination des graines et par croissance et ramification des rhizomes. En l'absence de perturbation, l'herbier prend donc de l'ampleur.

Bien que le feuillage soit persistant, les feuilles les plus âgées, couvertes ou non d'épiphytes, se détachent pour s'échouer sur la grève où elles forment du varech (laisse de végétaux aquatiques sur la grève). Elles sont remplacées par de jeunes feuilles qui naissent au centre de chaque faisceau.

Milieu

En Méditerranée, on trouve *Zostera marina* principalement dans les lagunes aux eaux marines et saumâtres (avec des écarts de salinité), à des profondeurs de 1 à 6 m. On peut également les trouver en mer, dans les zones abritées du large, par exemple dans les rades profondes.

Dans les zones de lagunes de plus de 1 m de profondeur, *Zostera marina* et *Zostera noltii* peuvent former des populations en mélange (herbier mixte).

Photo 5. Herbier de *Zostera marina*



Photo 6.

Si un événement perturbateur (malaïgue, mouvement de sédiment dû à une tempête...) survient après la formation des fruits, les graines restées dans le sédiment sont sauvegardées et germent l'année suivante, reconstituant l'herbier (Thau 1997, 2003). Si cet événement a lieu avant la formation des graines, l'herbier se reconstitue difficilement et plus lentement.

Gestion : Quand un herbier existe, la vigilance est de rigueur pour éviter les polluants, la turbidité de l'eau et la prolifération d'algues dérivantes ou opportunistes qui pourraient se développer au dessus de l'herbier et l'étioler.

Espèces proches

Les jeunes plantes nouvellement germées peuvent se confondre avec les autres germinations de phanérogames aquatiques (*Zostera noltii*, *Ruppia*, *Potamogeton*).

Zostera noltii est une espèce voisine, mais possède des feuilles bien plus fines.

Posidonia oceanica, dont les feuilles peuvent se confondre avec celles de *Zostera marina*, ne se trouve pas dans nos lagunes mais seulement en mer.

Cymodocea nodosa est une autre espèce de phanérogame qui forme des herbiers en mer ou dans certaines lagunes corses. Leurs feuilles font 3 à 4 mm de large et ont 7 à 9 nervures. La présence d'écailles en bas des jeunes faisceaux sur les plants de *Cymodocea* est un élément de distinction.



Petite zostère, petite matte, arbanèle, zostère naine

Classification : (P) Magnoliophyta, (C) Liliaceae, (O) Alismatales, (F) Zosteraceae



Salses-Leucate
La Palme
Bages-Sigean
Ayrolle
Gruissan

Thau
Ingril Sud
Ingril Nord
Vic
Or
Ponant



Photo 1.

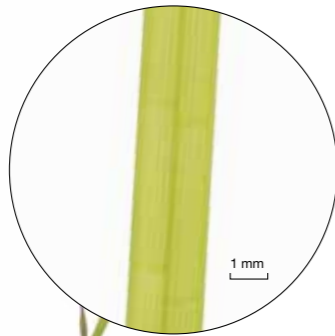


Photo 2.
Détail de la feuille

Morphologie

La plante est formée d'un rhizome enfoui dans le sable ou la vase. A chaque nœud, le rhizome forme des racines vers le bas et un court rameau portant un faisceau de feuilles vers le haut (photo 1). Les feuilles, bien vertes, sont des rubans étroits de quelques millimètres, peu épais (inférieurs au millimètre) et longs de 10 à 50 centimètres. Elles ont 3 nervures longitudinales ; la nervure centrale étant bien visible (photo 2). Une fois par an (à partir de février), des tiges dressées s'allongent et portent des feuilles fertiles qui engainent des épis dont seuls les pistils dépassent dans l'eau.

Examen rapproché

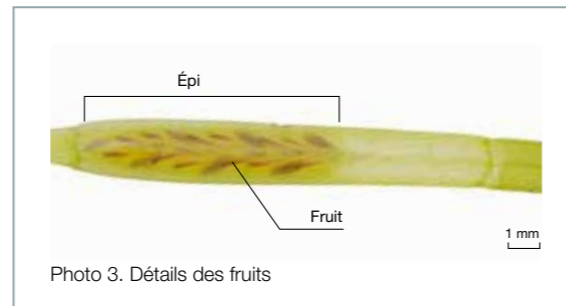


Photo 3. Détails des fruits



Photo 4. Vue d'un herbier déchaussé permettant de visualiser les rhizomes et les racines

Statut de protection :

Au niveau national, *Zostera noltii* ne bénéficie pas de statut de protection en tant qu'espèce, excepté dans certaines régions.

En revanche, les herbiers de zostères, représentant l'habitat "lagunes côtières", font l'objet de mesures de conservation dans le cadre de Natura 2000.

L'espèce *Zostera noltii* est citée dans l'Annexe II de la Convention de Barcelone. Les pays signataires de cette convention (dont la France) s'engagent à la protéger.

Biologie et caractéristiques

Le pollen est libéré sous forme de filaments microscopiques. Entraînés par l'eau, les filaments polliniques viennent s'accrocher sur les pistils pour les féconder et former des fruits lisses (photo 3). Chaque année, de nouvelles graines germent et forment des rhizomes et des faisceaux de feuilles qui se développent sur le sol meuble pour constituer des herbiers (photo 5). Les tiges immergées des années précédentes ne meurent pas mais continuent leur croissance. L'herbier s'accroît à la fois par germination des graines et par croissance et ramification des rhizomes.

En l'absence de perturbation, l'herbier s'étend. Souvent, quand la profondeur augmente, l'espèce se mélange à *Zostera marina* qui la remplace petit à petit.

Bien que le feuillage soit persistant, les feuilles les plus âgées se détachent pour s'échouer sur la grève où elles forment du varech. Elles sont continuellement remplacées par de jeunes feuilles qui naissent au centre de chaque faisceau.

Milieu

Les herbiers de *Zostera noltii* sont présents dans les eaux marines et saumâtres, dans les milieux abrités et peu profonds (0,20 m à 2 m). Dans les zones plus profondes, *Zostera marina* et *Zostera noltii* peuvent former des populations en mélange (herbier mixte), tandis qu'à faible profondeur (< 1 m), seule *Zostera noltii* subsiste. Cette espèce supporte mal l'émersion. Elle supporte des écarts de salinité.

Si un événement perturbateur (malaïgue, mouvement de sédiment dû à une tempête, ...) survient après la formation des fruits, ou si le gel fait mourir les plantes les plus proches de la surface, les fruits restés dans le sol meuble sont sauvegardés et germent l'année suivante, reconstituant l'herbier (Thau 1997, 2003). Si cet événement a lieu avant la formation des graines, l'herbier a plus de mal à se reconstituer (ex : au sud de Bages-Sigean en 2003).

Gestion : Quand un herbier existe, la vigilance est de rigueur pour éviter les polluants, la turbidité de l'eau et la prolifération d'algues dérivantes ou opportunistes qui pourraient se développer au dessus de l'herbier et l'étioler.

Espèces proches

Zostera marina dont les feuilles sont plus longues et plus larges.

Ruppia cirrhosa, qui a des feuilles plus fines et des tiges dressées, se distingue surtout de *Zostera noltii* par ses tiges fructifères longues et spiralées.

Les jeunes plantes nouvellement germées peuvent se confondre avec les autres germinations de phanérogames aquatiques (*Zostera marina*, *Ruppia*, *Potamogeton*).



Photo 5.



Classification : (P) Charophyta, (C) Charophyceae, (O) Charales, (F) Characeae



Salses-Leucate
La Palme
Ayrolle
Ingril Nord



Photo 1.

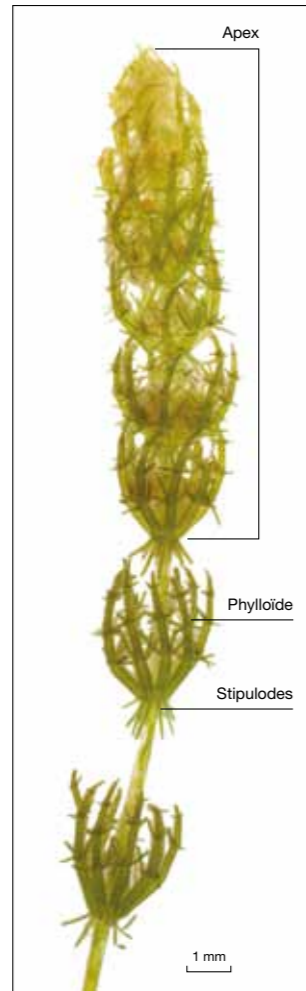


Photo 2.

Morphologie

Les individus sont formés d'un axe fixé dans le sédiment par des rhizoïdes*. Cet axe est entrecoupé par des verticilles de rameaux positionnés à intervalle régulier (photo 1). Chacun de ces rameaux faisant fonction de feuille est appelé phylloïde. Les verticilles sont plus rapprochés à l'extrémité supérieure de la tige où les rameaux sont agglutinés, entourant l'apex et donnant un aspect dit "en queue de renard".

A la base des verticilles, on observe une couronne de stipulodes dirigée vers le bas (photo 2).

Il arrive souvent que les verticilles piègent de petites algues ou de petits animaux.

Dans les lagunes du Languedoc-Roussillon, la tige mesure de 5 cm (forme naine) jusqu'à 20 cm de long. Elle peut atteindre 40 cm dans d'autres plans d'eau en Europe.

Examen rapproché

A la loupe, on peut voir que toutes les cellules sont de simples tubes tapissés à l'intérieur de chloroplastes. Chaque grande cellule est terminée par un verticille de rameaux.

L'axe des *Lamprothamnium papulosum* n'est pas cortiqué (pas de cellules corticales), contrairement à celui d'autres espèces de *Characeae*.

Sur les plantes fructifiées, on distingue des globules de couleur orange vif (les organes mâles ou anthéridies, photo 3) et des oogones de couleur verte (organes femelles) tous deux insérés sur les verticilles.



Photo 3.



Photo 4.
Oospore (oogone fécondé)

Biologie et caractéristiques

Lamprothamnium papulosum est une plante annuelle qui se développe en quelques mois à partir du printemps. Les plantes sont hermaphrodites. Les gamètes mâles sont formés dans les anthéridies. Le gamète femelle reste inclus dans l'oogone où les gamètes mâles, libérés par un autre pied, viennent le féconder. L'oogone fécondé se transforme en une oospore noire (photo 4) qui renferme le zygote. Cette oospore se calcifie et peut rester viable dans la vase, même séchée, pendant plusieurs années. *Lamprothamnium papulosum* germe seulement si la salinité de l'eau est inférieure à 20 ; il faut donc un printemps pluvieux pour permettre à l'espèce de débiter sa croissance. Toutefois, elle peut supporter en fin de cycle des salinités plus élevées (et même une sursalure avec dépôts de sel). Mais sur les plants qui mûrissent, la reproduction est bloquée lorsque la salinité dépasse 40.

Du point de vue de la classification, les Charophycées sont les algues vertes les plus proches des phanérogames.

Milieu

Lamprothamnium papulosum est la plus halotolérante des Characées. L'espèce est typique des milieux à salinité variable. Dans les lagunes, la plante se développe préférentiellement près des bords à proximité des arrivées d'eau douce et dans les fonds près des résurgences d'eau douce. On ne la trouve pas les années de sécheresse car elle ne germe pas.



Photo 5. Détail de la photo 6

Statut de protection :

Lamprothamnium papulosum ne bénéficie d'aucun statut de protection européen. Cependant, elle est protégée en région Aquitaine (arrêté du 8 mars 2002) et est inscrite au livre rouge des espèces menacées en Grande Bretagne (1991).

Espèces proches

Chara braunii : les Characées sont toutes bâties sur le même modèle d'alternance de longues cellules et de verticilles. Cependant, toutes les espèces du genre *Chara*, à l'exception de *Chara braunii*, se distinguent de *Lamprothamnium papulosum* par la présence de cellules corticales* autour de l'axe et par la présence de petites épines sur l'axe. *Lamprothamnium papulosum*, lorsqu'il s'agit de plantes relativement grandes (forme élancée), pourrait donc être confondue avec *Chara braunii*, surtout à l'état stérile. Cependant, *Chara braunii* est une espèce exclusivement d'eau douce.

Ceratophyllum demersum, dont l'aspect extérieur ressemble à celui de *Lamprothamnium papulosum* avec des tiges vertes et des verticilles de rameaux courts, a une structure très différente avec des tiges pleines composées d'un épiderme, de parenchymes et de tissus conducteurs. *Ceratophyllum demersum*, qui est une phanérogame d'eau douce, a cependant été observée dans des zones très dessalées de certaines lagunes.



Photo 6. *Lamprothamnium papulosum* à proximité de l'herbier de zostères



Acétabulaire

Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Dasycladales, (F) Polyphysaceae



Salses-Leucate
La Palme
Bages-Sigean
Ayrolle
Gruissan
Thau
Ingril Sud
Ingril Nord



Photo 1. 1 mm



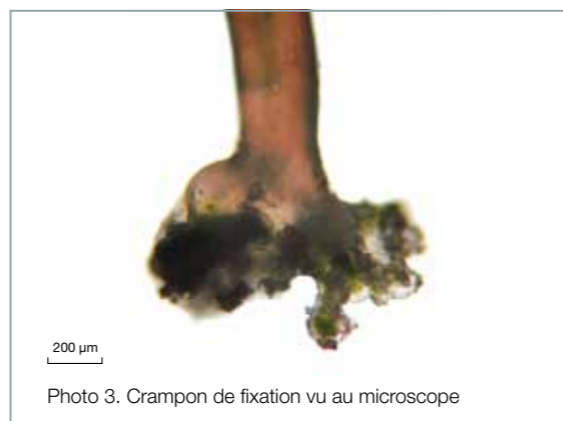
Photo 2.

Morphologie

L'algue est formée d'un fin filament (de 0,2 à 0,5 mm de diamètre) de couleur blanche, d'une longueur de 3 à 6 cm, surmonté à maturité d'un disque apical* vert pâle, évoquant la forme d'une ombrelle (photo 1). Avant la formation du disque apical, la couleur blanche des tiges, due à des dépôts calcaires, permet de reconnaître l'acétabulaire. Le disque est formé de grandes cellules rayonnantes. De très fins poils transparents (où peuvent se fixer des diatomées ou de petits animaux) se dressent au centre du disque (photo 2). Les acétabulaires sont toujours fixées par un petit crampon (photo 3).

Examen rapproché

L'examen rapproché n'est pas nécessaire, l'algue est reconnaissable à l'œil nu.



200 µm

Photo 3. Crampon de fixation vu au microscope

Biologie et caractéristiques

La couleur blanche caractéristique est due à la présence de calcaire (aragonite) qui se dépose sur la tige. Les cellules du disque apical contiennent les appareils reproducteurs. Les gamètes sont dispersés dans l'eau par la destruction naturelle du disque apical (photo 4) et par l'ouverture des appareils reproducteurs. Après la fécondation dans l'eau, les zygotes se fixent sur des coquilles (ou autre objet solide) posés sur le sédiment à proximité des tiges fertiles. Chacun des zygotes germe en une tige unicellulaire (photo 5). Dès que le disque apical se forme, le thalle devient pluricellulaire (photo 6).

Milieu

Cette espèce est présente dans des eaux claires, peu profondes et calmes. Les disques apicaux peuvent être visibles depuis la surface sous forme de taches claires (photo 7). Les acétabulaires sont toujours fixées, en général sur des coquilles vides. Si l'eau est agitée, les coquilles peuvent être dispersées et retournées, ce qui détruit les algues. Les acétabulaires sont souvent observées dans les zones clairsemées d'herbiers de zostères dont les feuilles atténuent l'agitation de l'eau. On les trouve aussi en mer, solidement accrochées sur les rochers ou dans les herbiers.

Les acétabulaires sont indicatrices d'un bon état, il faut donc veiller à leur préservation.



Photo 5.



Photo 6.

Espèces proches

Aucune dans nos régions. D'autres espèces d'acétabulaires existent ailleurs dans le monde.



Photo 4.



Photo 7.



Classification : (P) Chlorophyta, (C) Bryopsidophyceae, (O) Bryopsidales, (F) Bryopsidaceae



Thau



Photo 1.

Morphologie

Le thalle se présente sous forme d'une touffe vert clair de filaments fins. Cette touffe mesure de 5 à 20 cm de diamètre. Chaque filament est formé d'un axe principal portant des rameaux latéraux qui portent eux-mêmes des ramules* situées dans un même plan, ce qui lui donne l'aspect d'une plume (photo 1). La croissance est apicale ; les rameaux latéraux sont donc plus courts vers le sommet et plus longs vers la base (photo 2).

Examen microscopique

En cas de doute sur un fragment, l'observation au microscope permet de voir que les axes et les rameaux sont dépourvus de cloison transversale (filaments siphonnés). De même, aucune cloison transversale ne sépare les ramifications latérales de l'axe principal (photo 3). Les filaments sont formés d'un tube contenant du cytoplasme, des chloroplastes et des noyaux régulièrement répartis.

Vues à plat au microscope

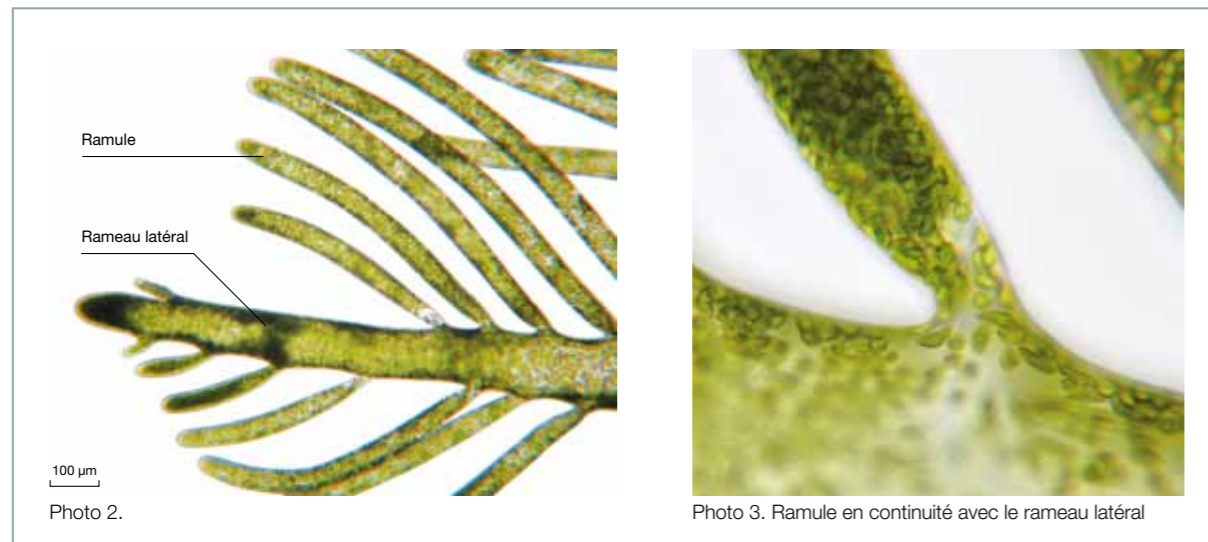


Photo 3. Ramule en continuité avec le rameau latéral

Biologie et caractéristiques

A la base des rameaux les plus âgés, des excroissances se forment (photo 4). Ces rameaux se détacheront pour effectuer une reproduction végétative, les excroissances devenant des rhizoïdes fixateurs. Au moment de la reproduction sexuée, une cloison isole de l'axe un petit rameau appelé gamétocyste*. Chaque noyau de ce gamétocyste va s'entourer de cytoplasme et d'une membrane puis former deux flagelles et devenir un gamète qui sera libéré dans l'eau. Après fécondation dans l'eau, le zygote formé germe sur un substrat solide où il va engendrer un nouveau thalle. Souvent, plusieurs zygotes peuvent germer à proximité, formant alors une population pouvant atteindre le m² dans certains étangs.

Milieu

Cette espèce se rencontre surtout dans les faibles profondeurs. Elle est presque toujours fixée (photo 5), parfois sur d'autres algues. D'affinité tropicale, on la trouve plutôt en été.

Par sa reproduction végétative en plus de sa reproduction sexuée, elle a une potentialité à devenir proliférante. Cette espèce peut se trouver également en mer (sur les rochers, les épis).

Espèces proches

Bryopsis hypnoïdes Lamouroux 1809, avec des ramules minces et longs qui lui donnent un aspect plus allongé. De plus, *Bryopsis hypnoïdes* n'a pas l'aspect plumeux de *Bryopsis plumosa* car ses rameaux et ramules peuvent être disposés dans plusieurs plans.

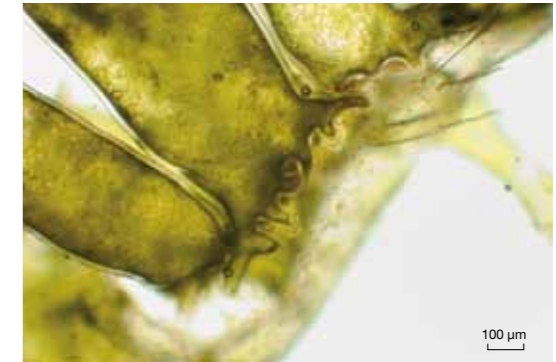


Photo 4. Vue à plat au microscope, rhizoïdes



Photo 5.



Chaetomorpe, fil de pêche

Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Cladophorales, (F) Cladophoraceae



Canet-St-Nazaire
Salses-Leucate
La Palme
Etangs du Narbonnais
Vendres
Thau

Ingril Sud
Ingril Nord
Pierre Blanche
Vic
Or
Médard
La Marette



1 cm
Photo 1.

Morphologie

L'algue se présente sous forme de longs filaments vert clair et non ramifiés de 0,3 à 1 mm de diamètre (photo 1). L'aspect rigide et l'enchevêtrement des filaments donne à cette algue l'aspect de fils de nylon emmêlés. A l'œil nu, on peut distinguer les cloisons segmentant le filament. L'algue peut être recouverte de diatomées et prendre une couleur vert foncé ou jaune.



Photo 3.

Examen microscopique

Le filament est formé d'une seule file d'articles (cellules plurinucléées) tous semblables d'une longueur inférieure ou égale à leur largeur. Au microscope, les cloisons transversales les séparant sont bien visibles (photo 2). Les filaments ne sont pas ramifiés (ce qui les distingue des filaments de *Cladophora*). Les chloroplastes forment un réseau contre la paroi interne du filament et donnent l'impression de remplir celui-ci.

Vue à plat au microscope



Photo 2. Filament 100 µm

Biologie et caractéristiques

La plante germe sur un support solide (enrochements, coquilles, piquets). Elle peut s'en détacher et proliférer (par fragmentation et croissance) sur les fonds meubles des lagunes. Elle peut alors recouvrir toute la végétation (herbiers, tapis d'algues, ... photos 3 et 5). Cette espèce peut proliférer de façon transitoire lors d'apports massifs de nutriments, en particulier au printemps, période où la photopériode augmente. Ces proliférations surviennent notamment après des événements pluvieux.

Milieu

Chaetomorpha aerea est présente toute l'année dans des eaux lagunaires confinées, de la surface à 6 m de profondeur. Elle supporte des variations de salinité. On la trouve également fixée sur les rochers en mer ouverte. Dans les lagunes eutrophisées, elle peut engendrer des marées vertes importantes de plusieurs hectares ; elle remplit alors toute la colonne d'eau. → Gestion des proliférations de macrophytes, p.28.

Espèces proches

Chaetomorpha linum, plus fine (inférieure à 0,3 mm de diamètre), d'aspect souple et de couleur plus claire. Les cellules ont une longueur égale ou supérieure à leur largeur (photo 4). Certaines espèces de *Cladophora* (fiche 10) peuvent être confondues avec *Chaetomorpha aerea* mais celles-ci sont ramifiées.

Vue à plat au microscope

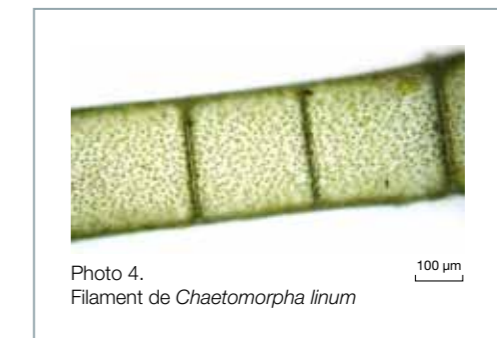


Photo 4. Filament de *Chaetomorpha linum* 100 µm



Photo 5.



Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Cladophorales, (F) Cladophoraceae



Salses-Leucate
Etangs du Narbonnais
Thau



Photo 1.

Morphologie

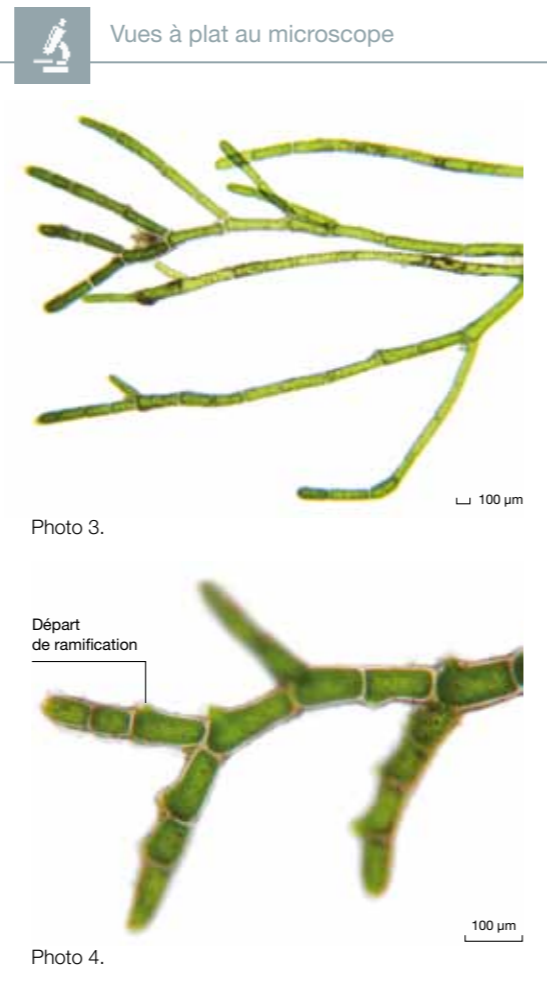
Le thalle se présente sous la forme d'une boule plus ou moins formée, de couleur vert foncé, mesurant quelques centimètres de diamètre (photo 1). Les boules sont formées de fins filaments ramifiés enchevêtrés de façon dense. Le thalle peut également prendre un aspect cotonneux (photo 2) ; les filaments sont alors moins serrés.

Examen microscopique

Les filaments ramifiés sont constitués d'une file de cellules plurinucléées, remplies d'un chloroplaste en réseau dense (photo 3). Le diamètre des cellules varie de 70 à 100 µm. La ramification démarre par un petit diverticule* à la partie antérieure des cellules (photo 4).



Photo 2. Aspect moins dense



Biologie et caractéristiques

La plante germe sur un petit support solide (caillou, coquille). Lorsque sa taille est suffisante pour former une boule, elle est entraînée par les courants et s'accumule sur le fond (photo 5).

Milieu

Cette espèce se trouve à faible profondeur (généralement inférieure à trois mètres), souvent près des herbiers. Les boules sont posées sur le fond, parfois en grand nombre et souvent regroupées sur plusieurs mètres carrés.

Il faut surveiller la prolifération éventuelle de cette algue.

Espèces proches

Valonia sp. vue depuis la surface a le même aspect et peut se trouver aux mêmes endroits.

Codium bursa forme aussi une boule. Cependant, cette dernière ne se trouve qu'en mer.



Photo 5.



Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Cladophorales, (F) Cladophoraceae



Salses-Leucate
La Palme
Etangs du Narbonnais
Thau
Ingril Nord
Ingril Sud

Vic
Pierre Blanche
Prévoist
Or
Ponant
Médard
Rhône-Saint-Roman



Photo 1.

Morphologie

Le thalle, très polymorphe, se présente sous l'aspect d'un feutrage vert clair à vert foncé. En regardant de près, on voit qu'il s'agit de fins filaments ramifiés (diamètre en général inférieur à 0,1 mm) (photo 1).

Examen microscopique

Pour reconnaître l'espèce, il est nécessaire d'observer au microscope la file de cellules allongées avec les cloisons transversales et les ramifications (photo 2). Les ramifications sont formées par un diverticule des cellules (photos 3 et 4). Le diamètre des cellules apicales varie de 20 à 90 µm. Chaque cellule contient un chloroplaste pariétal (contre la paroi) en réseau.

Biologie et caractéristiques

La plante germe sur un support solide (enrochements, coquilles, piquets, etc.) (photo 5). Elle peut s'en détacher, proliférer dans les lagunes et recouvrir toute la végétation (photos 6 et 7).



Photo 5.



Photo 6.

Milieu

Cette espèce, présente toute l'année, est plus abondante au printemps et en été. Elle supporte de grandes variations de salinité.

Lorsque le milieu est enrichi en nutriment, *Cladophora* peut envahir une zone lagunaire et engendrer des marées vertes de plusieurs hectares. Elle peut alors remplir la colonne d'eau.

→ Gestion des proliférations de macrophytes, p.28.

Espèces proches

Ulva clathrata (fiche 13) qui, bien que d'une couleur verte plus soutenue, a le même aspect dans l'eau. Ces deux espèces se distinguent uniquement au microscope.

Cladophora vadorum, parfois présente dans les lagunes. La base des ramifications de cette dernière est collée à l'axe, ce qui permet de les distinguer (les cloisons forment un Y).



Photo 7.

Vues à plat au microscope

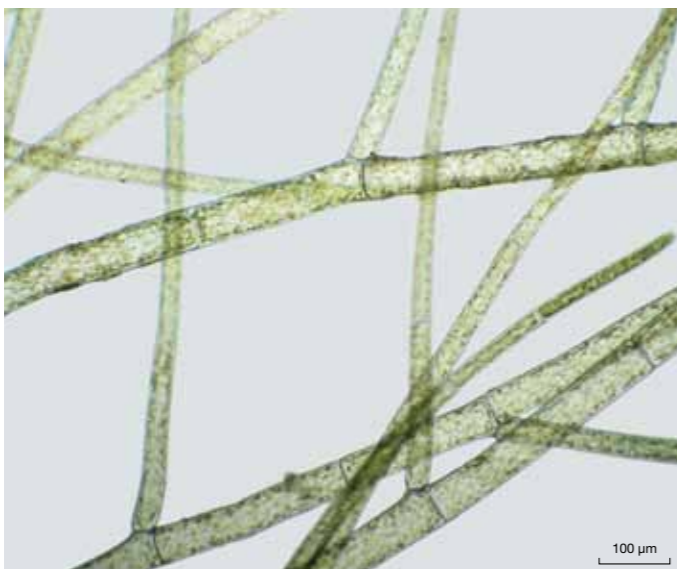


Photo 2.

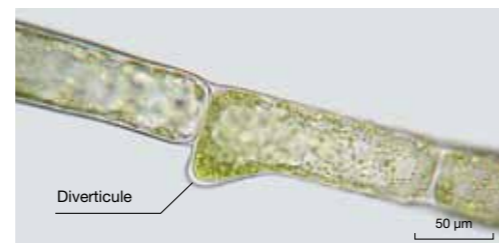


Photo 3. Formation d'une ramification



Photo 4. Ramification formée



Haricot vert

Classification : (P) Chlorophyta, (C) Bryopsidophyceae, (O) Bryopsidales, (F) Codiaceae



Thau
Ingril Sud



Photo 1.

Morphologie

Le thalle vert foncé est constitué de rameaux cylindriques de plusieurs millimètres d'épaisseur. Le rameau principal est fixé sur un substrat solide. Le mode de ramification des filaments est dichotomique. A chaque niveau de ramification, les filaments s'inscrivent dans un plan différent (photo 1). De ce fait, le thalle a souvent une forme sphérique. Le *Codium* peut atteindre 80 cm de diamètre. A l'extrémité des filaments en croissance, de fins poils forment un feutrage translucide (photo 2).

Examen microscopique

En dilacérant le filament, on voit qu'il est formé de vésicules (utricules) dont l'extrémité externe est pourvue d'une pointe (mucron). L'extrémité interne est rattachée au centre du filament par deux fins tubes dépourvus de cloisons transversales (photo 3). Ces tubes et les utricules sont siphonnés et possèdent plusieurs noyaux (la structure n'est pas cellulaire). Les utricules portent les poils du feutrage et, à maturité, des gamétocystes vert foncé.

Vue à plat au microscope

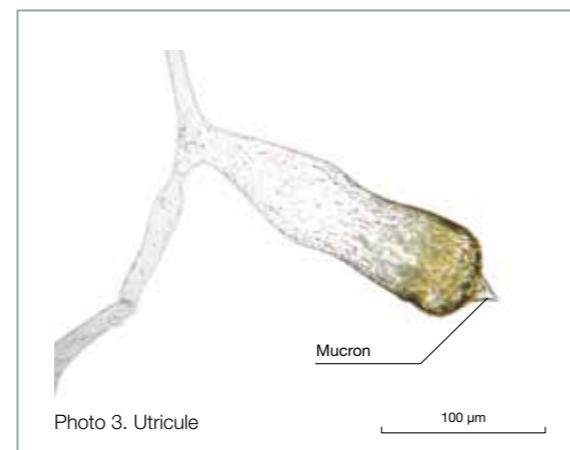


Photo 3. Utricule



Photo 2. Poils formant un feutrage rayonnant autour de l'axe, dans l'eau

Biologie et caractéristiques

Le genre *Codium* a un cycle de reproduction monogénétique diploïde, avec des plantes diploïdes mâles et des plantes diploïdes femelles qui forment des gamètes par méiose, et dont la fusion (dans l'eau de mer) forme un zygote qui engendre un autre thalle, mâle ou femelle. Ceci est rare chez les algues, puisqu'un tel cycle ne se retrouve que chez les Fucales et les Diatomées.

Milieu

Cette espèce ne pousse que sur un substrat solide et bien fixé : rochers, pieux, rails de parcs ostréicoles, etc. Les thalles peuvent se grouper et former de grandes masses (photo 4). Cette espèce marine provient de l'océan Atlantique. Après son introduction en Méditerranée (1940) et une phase d'extension, l'espèce n'est restée envahissante que de façon épisodique sur certaines zones rocheuses.

Il faut surveiller une prolifération éventuelle.

Espèces proches

Codium tomentosum et *Codium vermilara*, qui ne se trouvent qu'en mer ouverte, ressemblent beaucoup à *Codium fragile*, mais ne possèdent pas de mucron sur leurs utricules.



Photo 4.



Classification : (D) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Ulotrichales, (F) Gomontiaceae



La Palme
Grand Bagnas
Thau
Prévost
Arnel
Or
Ponant
La Murette



Photo 1.

Morphologie

Monostroma obscurum se présente sous forme de lames vert-brun posées sur le fond (la couleur s'obscurcit quand on met la plante en hercier). Cette algue ressemble aux ulves mais au toucher le thalle semble beaucoup plus fin, il se déchire plus facilement. Le thalle mesure une dizaine de centimètres (photos 1 et 2).



Photo 2.

Examen microscopique

Vues à plat, les cellules ressemblent à celles des ulves avec, à l'intérieur, un plaste unique en forme de bol. Une coupe transversale de la lame montre une seule couche de cellules, c'est ce que l'on nomme un thalle monostromatique (photo 3).



Vue à plat au microscope

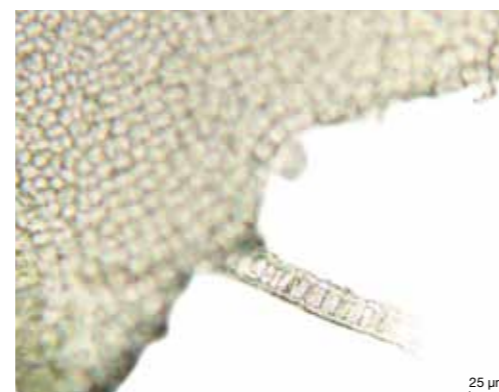


Photo 3. Thalle à plat avec une partie vue en coupe transversale

Biologie et caractéristiques

Le thalle débute sa croissance sous la forme d'une petite vésicule fixée sur un substrat dur. Il se déchire en grandissant, se détache et poursuit sa croissance sous une forme libre (photo 4 et 5).

Milieu

Monostroma peut proliférer dans les fonds peu agités. Ces algues sont abondantes les années où la pluviométrie est importante. Elles peuvent former des marées vertes de plusieurs hectares si les apports trophiques sont abondants.

→ Gestion des proliférations de macrophytes, p.28.

Espèces proches

Les ulves en lame ressemblent à *Monostroma* mais s'en distinguent par le fait que leur thalle est constitué de deux couches de cellules.

Monostroma grevillei, que l'on trouve dans les lagunes, a une couleur vert chlorophylle comme celle des ulves. Son thalle, bien que fragile, est plus grand et peut mesurer une vingtaine de centimètres. Il ne noircit pas en séchant contrairement à *Monostroma obscurum*. La lame du thalle de *Monostroma grevillei* est d'autant plus laciniée* que l'eau est agitée.



Photo 4.



Photo 5.



Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Ulvales, (F) Ulvaceae



Salses-Leucate
Ayrolle
Thau
Ingril Sud
Ingril Nord
Pierre Blanche

Vic
Prévost
Arnel
Or
Ponant
Médard



Photo 1.

Morphologie

L'algue se présente comme un feutrage vert clair de fins filaments ramifiés (photo 1) et ressemble à s'y méprendre à *Cladophora vagabunda*. Avec une loupe, on peut voir que les filaments sont ramifiés et constitués d'un tube creux.

Examen microscopique

L'examen microscopique est nécessaire pour distinguer *Ulva clathrata* de *Cladophora vagabunda*. Les ramifications sont très nombreuses. Sur un même thalle, les filaments ont différents diamètres variant de 10 à 130 µm près de l'extrémité (photo 2) et jusqu'à 4 mm au niveau des bases les plus âgées. Chaque filament est un tube creux dont l'enveloppe est formée d'une couche de petites cellules chlorophylliennes (environ 25 µm) alignées longitudinalement (photo 3).



Vues à plat au microscope

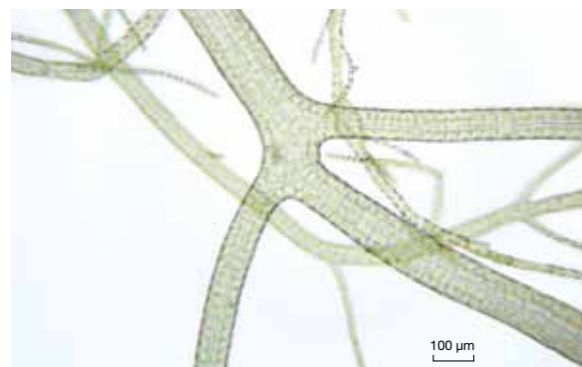


Photo 2.

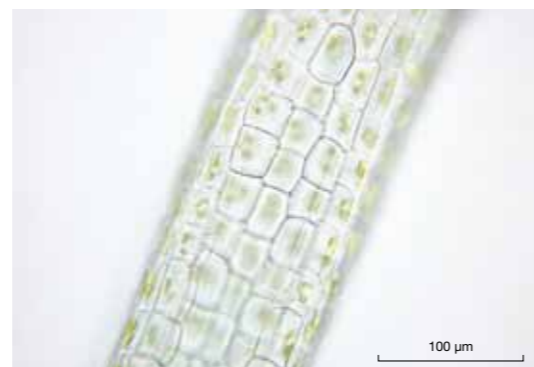


Photo 3.

Biologie et caractéristiques

Il est rare de trouver l'espèce fixée sur un support solide. Elle forme des masses vert clair dérivantes au milieu d'autres algues (photo 4).

Milieu

Cette espèce est présente épisodiquement dans des eaux saumâtres ou marines. Elle supporte également les basses salinités. On la trouve généralement dans les eaux de moins de 2 m de profondeur et souvent près de la surface (elle remonte jusqu'à la surface grâce aux bulles d'oxygène produites par la photosynthèse). Elle prolifère parfois pour former des marées vertes.
→ Gestion des proliférations de macrophytes, p.28.

Espèces proches

Ulva ramulosa lui ressemble beaucoup mais a des rameaux courts épineux qui n'existent pas chez *Ulva clathrata*.

Ulva flexuosa, dont les cellules sont ordonnées en files longitudinales, comme chez *Ulva clathrata*, mais sont également ordonnées dans le sens transversal.

Cladophora vagabunda (fiche 10), dont le filament est formé d'une seule file de cellules allongées.



Photo 4. *Ulva clathrata* dans l'herbier de *Zostera marina*



Entéromorphe ou ulve en tube

Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Ulvales, (F) Ulvaceae



Canet-St-Nazaire
Salses-Leucate
Bages-Sigean
Ayrolle
Campagnol
Vendres
Thau
Ingril Sud

Pierre Blanche
Vic
Prévost
Arnel
Grec
Méjean-Pérols
Or
Ponant
Rhône-Saint-Roman



Photo 1. Algue fixée sur un crabe



Photo 2.

Morphologie

Cette algue est constituée d'un tube creux (en forme d'intestin) de couleur vert clair et d'aspect translucide (photo 1). Le tube est plus fin et peut être ramifié (photo 2) à sa base. Le diamètre du tube varie de quelques millimètres à quelques centimètres (2 ou 3 cm) et sa longueur de 10 à 50 cm.

Examen microscopique

La coupe transversale montre que le contour du tube, dont la paroi interne est plus épaisse, est formé d'une seule couche de cellules toutes semblables (photo 3). Ce dernier critère différencie *Ulva intestinalis* des autres ulves en tube. Le thalle vu à plat au microscope montre des cellules toutes semblables, d'une dizaine de micromètres (photo 4). L'agencement des cellules n'est pas aussi régulier que pour d'autres espèces d'ulves en tube.

Coupe transversale

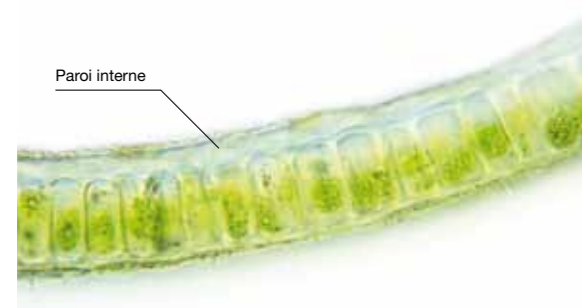


Photo 3. Portion du tube

Vue à plat au microscope



Photo 4.

Biologie et caractéristiques

La croissance du thalle est diffuse et continue : chaque cellule se divise, à tour de rôle, et engendre des cellules filles qui s'agrandissent. L'algue pousse sur toutes sortes de supports solides (rochers, piquets, cordages, coquilles vides, etc.). Elle peut former des marées vertes de courte durée (quelques jours à quelques semaines) mais elle reste toujours fixée sur un substrat solide. Contrairement aux ulves en lame, elle ne forme pas de tapis dérivant dans les fonds. Avec la photosynthèse, le tube se remplit d'air et se dresse dans l'eau (photo 5). Quand ce dernier devient trop grand, il est arraché par les courants.

Milieu

Cette espèce est présente épisodiquement dans des eaux saumâtres ou marines mais supporte aussi des apports d'eau douce. On la trouve souvent près de la surface. La présence de pieds isolés d'ulves en tube n'est pas le signe d'une perturbation du milieu. Cependant, la prolifération de ces algues (fixées sur des substrats solides) indique une forte eutrophisation et, souvent, la proximité d'apports en excès de sels nutritifs.

→ Gestion des proliférations de macrophytes, p.28.

Espèces proches

Ulva linza, dont la base est en forme de tube mais dont l'extrémité distale* s'évase beaucoup, jusqu'à ressembler à une ulve en lame. Au microscope, les cellules sont plus grandes que celles d'*Ulva intestinalis* et sont ordonnées en lignes longitudinales.

Ulva compressa, dont le diamètre du tube augmente de la base au sommet et qui n'a pas d'épaississement sur la paroi interne.



Photo 5.



Ulve, Laitue de mer, Ulve en lame

Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Ulvales, (F) Ulvaceae



Salses-Leucate
La Palme
Etangs du Narbonnais
Thau
Etangs Palavasiens
Or
Ponant
Médard
Rhône-Saint-Roman



1 cm

Photo 1. Fixée sur cailloux



Photo 2. Bords denticulés

Morphologie

Algue formée d'une ou plusieurs lames aplaties aux contours légèrement arrondis, parfois gondolées, d'un vert chlorophylle et d'un aspect légèrement translucide (photo 1). Le thalle présente des perforations plus ou moins nombreuses. Les marges en bon état présentent de petites dentelures (photo 2). Sa taille varie de quelques centimètres carrés à plusieurs décimètres carrés ; elle est d'autant plus grande que les eaux sont peu agitées et sont eutrophisées.

Examen microscopique

La coupe transversale montre deux couches de cellules toutes semblables contenant chacune un gros plaste vert en forme de bol (photo 3).



Coupe transversale



Photo 3.

50 µm

Biologie et caractéristiques

Le cycle de reproduction est digénétique. Le thalle se développe par une croissance diffuse à partir d'une germination fixée sur un support solide. On en rencontre sur les rochers, les piquets, les cordages, etc. Une fois détachée de son substrat, elle prolifère dans les lagunes soumises à un fort apport trophique.

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année, de la surface à 10 m de fond.

Son abondance caractérise les milieux perturbés. Elle est capable d'absorber des substances organiques non entièrement dégradées et donc de proliférer rapidement en cas de pollution organique (ex. : rejet d'eaux usées). Lorsqu'elle prolifère, elle entre en compétition avec les algues et herbiers préexistants qui peuvent s'étioiler si la population d'ulves qui les recouvre persiste. Elle peut occuper toute la surface du fond sur plusieurs hectares. Elle peut également remplir toute la colonne d'eau et est souvent à l'origine de marées vertes.

→ Gestion des proliférations de macrophytes, p.28. La population d'ulves disparaît rapidement quand l'apport trophique cesse.

Elle supporte des variations de salinité mais, après des périodes pluvieuses, elle peut être remplacée par *Ulva lactuca* ou par les *Monostroma* dans les eaux dont la salinité diminue.

Espèces proches

Ulva lactuca a une couleur verte plus claire et ne présente pas de dentelure.

Ulva rotundata, dont les cellules sont plus grandes et l'arrangement cellulaire est moins ordonné. Ces espèces ont (comme *Ulva rigida*) deux couches de cellules.

Ulva linza, dont le bas du thalle a une forme de tube et l'autre extrémité s'évase beaucoup jusqu'à ressembler à une ulve en lame.

Monostroma grevillei et *Monostroma obscurum* (fiche 12), qui sont plus fragiles et n'ont qu'une seule couche de cellules.



Photo 4.



Photo 5.



Classification : (P) Chlorophyta, (C) Ulvophyceae, (O) Siphonocladales,
(F) Valoniaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Ayrolle
Gruissan
Thau



Photo 1. *Valonia aegagropila*

Morphologie

Le thalle des deux espèces se présente sous la forme d'une boule verte de quelques centimètres de diamètre (photos 1 et 2). Ces boules sont constituées de vésicules turgescentes de quelques centimètres de long sur quelques millimètres de diamètre. C'est l'arrangement concentrique des vésicules qui donne cette forme sphérique. Chez *Valonia utricularis*, les vésicules sont agglomérées les unes aux autres par leur base (photo 3), alors que les vésicules de *Valonia aegagropila* se détachent à leur base au cours de la croissance de la sphère. L'autre différence morphologique concerne le rapport longueur/diamètre des vésicules qui est plus élevé chez *Valonia utricularis* que chez *Valonia aegagropila*.

Examen microscopique

L'examen microscopique n'est pas nécessaire à la reconnaissance de ces espèces. Les vésicules sont trop épaisses pour être mises entre lame et lamelle.

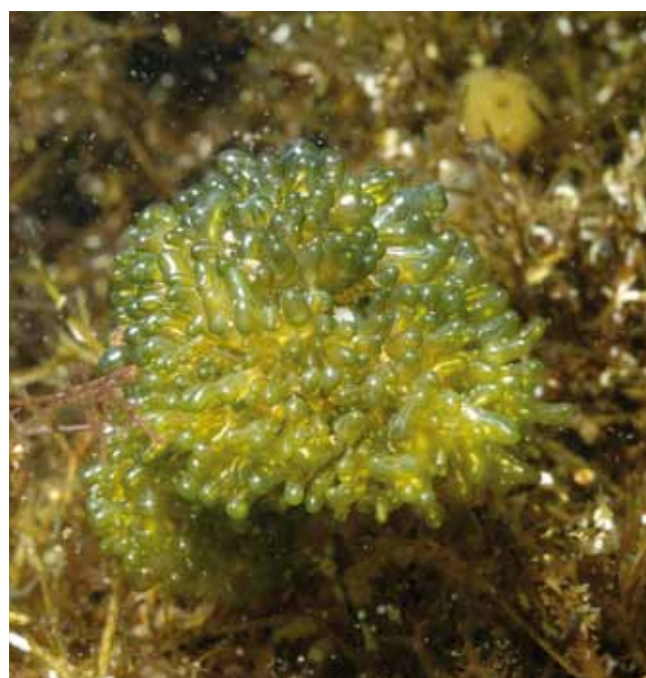


Photo 2. *Valonia utricularis*



Photo 3. *Valonia utricularis*, fragment d'une boule

Biologie et caractéristiques

Valonia aegagropila est généralement posée sur le fond. Sa forme libre lui permet cependant de se faire transporter par les courants en flottant (après avoir bloqué de l'oxygène dans la structure du thalle, entre les vésicules).

La croissance d'un individu est lente. Cependant, les processus de flottabilité et de fragmentation (reproduction asexuée) semblent jouer un rôle majeur sur la répartition et la dynamique de population et *Valonia aegagropila* s'accumule parfois sur certaines zones en tapis de plusieurs couches (photo 4).

Milieu

Cette espèce est présente dans les zones de faible profondeur (0 à 2 m), abritées du vent et à faible hydrodynamisme, sur du sédiment nu ou au sein des herbiers de zostères. On trouve généralement *Valonia utricularis* en thalle isolé (photo 2). *Valonia aegagropila* se développe dans les milieux oligotrophes mais peut montrer un caractère proliférant comme dans l'étang de Salses-Leucate, où elle a colonisé une grande surface de l'herbier. L'algue étiole peu à peu l'herbier de zostères (photo 5) et exerce une pression sur les communautés benthiques : la dégradation des thalles de *Valonia* peut provoquer un phénomène de réduction chimique du sédiment. Nous n'avons pas à ce jour d'éléments de réponse quant à l'introduction de *Valonia aegagropila* mais cette espèce n'est pas signalée sur les côtes de France par Hamel en 1930.

Etant donné sa capacité à proliférer, il faut surveiller son expansion dans le milieu.

Espèces proches

Cladophora glomerata (fiche 9) : lors d'une observation à partir de la surface, on peut la confondre avec les deux espèces de *Valonia* qui ont la même apparence mais, sortie de l'eau, la confusion n'est plus possible.



Photo 4. *Valonia aegagropila*



Photo 5. Tapis de *Valonia aegagropila*



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Rhodomelaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Thau
Ingril Sud



1 cm

Photo 1.

Morphologie

Le thalle est formé de filaments cylindriques de 1 à 2 mm de diamètre à la base et s'amincissant vers les sommets (photos 1 et 2). La longueur des thalles peut atteindre 20 cm. Les filaments et les rameaux terminaux portent de courtes ramifications pointues à l'aspect d'épines (photo 3). Le thalle est un peu rigide au toucher. La couleur rouille-rouge devient moins prononcée quand les rameaux sont plus exposés à la lumière. La ramification (alterne irrégulière) et la taille variable des touffes font que les thalles sont très polymorphes.

Examen microscopique

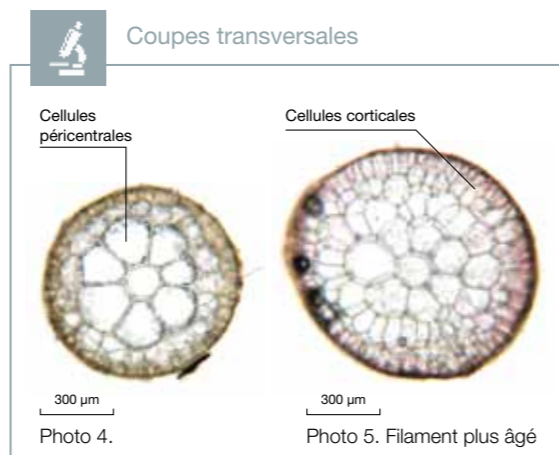
La coupe transversale du filament montre une cellule centrale autour de laquelle rayonnent 6 à 8 cellules péricentrales (photo 4). Autour des cellules péricentrales, on observe des couches de cellules corticales dont le nombre augmente avec l'âge de la tige (photo 5). À l'extrémité des rameaux en épines, on peut voir de rares et courts trichoblastes. Ils ne sont pas toujours observés car ils sont fragiles et caducs. Les trichoblastes peuvent être présents chez toutes les espèces de la famille des rhodomélacées. Dans l'eau, ils peuvent retenir des particules (photo 6).



Photo 2.



Photo 3. Détail d'un rameau



Coupes transversales

Cellules péricentrales

Cellules corticales

300 µm

Photo 4.

300 µm

Photo 5. Filament plus âgé

Biologie et caractéristiques

Comme pour toutes les algues de l'ordre des Cérariales, le cycle est trigénétiq. Au moment de la reproduction, on peut voir à l'œil nu, sur les individus femelles fixés, des cystocarpes formant des excroissances plus foncées.

Milieu

Les filaments isolés ou en touffes sont posés (non fixés) sur le fond des lagunes, au sein d'autres algues dérivantes (photo 7) (ex. : genres *Gracilaria*, *Solieria*, *Halopitys*, *Rytiphlea*). L'espèce prolifère moins que les gracilaires et sa présence est souvent associée à une certaine richesse spécifique.

L'algue se trouve également en mer, fixée sur les rochers.

Espèces proches

Gracilaria gracilis (fiche 25), *Solieria chordalis* (fiche 32) dont l'aspect, le diamètre et la couleur des filaments sont quasi-identiques. Les courts rameaux en épines et le détail de la coupe transversale permettent de distinguer *Alsidium corallinum* de ces deux espèces.

Chondria capillaris (fiche 20), dont les filaments sont plus fins et dont la coupe montre seulement 5 cellules péricentrales.



Photo 6.



Photo 7.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Ceramiaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Ayrolle
Thau



Photo 1.

Morphologie

Les thalles, de couleur rouille foncé, sont formés de filaments ramifiés et segmentés dont les extrémités présentent deux courts rameaux courbés l'un vers l'autre (extrémités céramiaeforme) (photos 1 et 2). Le diamètre des filaments est compris entre 100 et 150 µm et leur longueur peut atteindre 5 cm (parfois plus). Les filaments ramifiés pseudo-dichotomiquement sont assemblés en touffe. On observe une alternance régulière de parties sombres et de parties claires (photo 2).

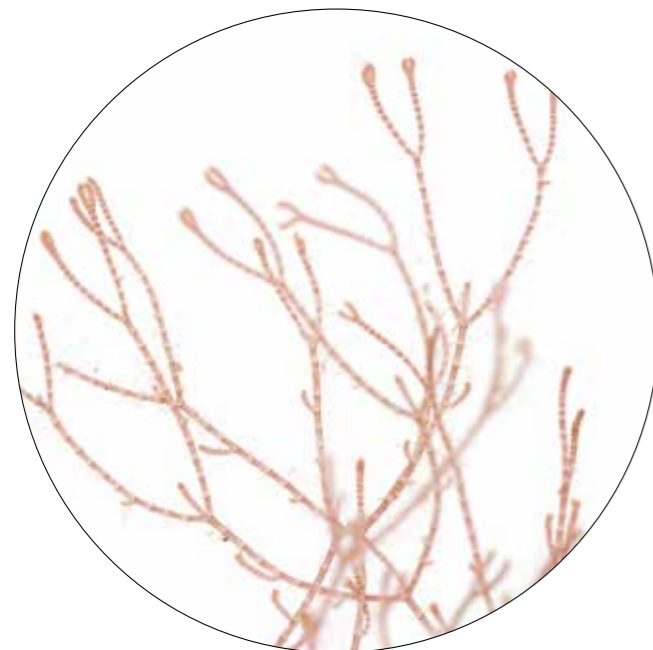


Photo 2.

Examen microscopique

Mis à plat au microscope, les filaments montrent une succession de segments clairs à leur base et plus sombres vers leur sommet (photo 3). Le sommet sombre de ces segments présente une couronne de petits poils pointus précédée d'alignements longitudinaux de petites cellules corticales (photo 4).

 Vues à plat au microscope



Photo 3.

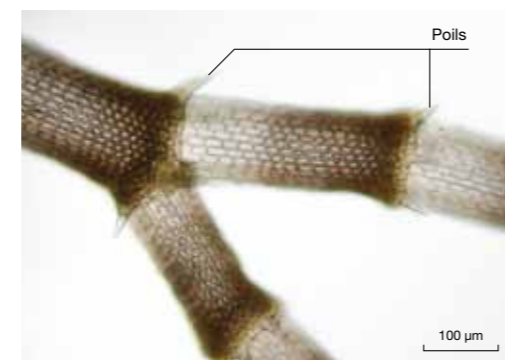


Photo 4.

Biologie et caractéristiques

Les thalles sont souvent fixés sur des substrats durs. On en rencontre également accrochés sur d'autres algues posées sur le fond (photo 5).

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année en petite quantité, près de la surface, dans des eaux lagunaires confinées et sur différents supports (ex. : cordes conchylicoles). On en trouve également fixées sur les rochers en mer.

Espèces proches

Cette espèce se confond à l'œil nu avec les espèces du genre *Ceramium* (fiche 19 : *Ceramium diaphanum*, *Ceramium tenerrimum*, etc.) qui ont la même couleur, les mêmes diamètres et les mêmes extrémités recourbées l'une vers l'autre. Observés au microscope, la couronne de petits poils pointus et l'alignement des cellules corticales permettent de reconnaître *Centroceras clavulatum*.



Photo 5.



* Sauf *Ceramium virgatum*

Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae, (SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Ceramiaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Thau
Ingril Nord
Vic

Pierre Blanche
Prévost
Or
Médard
La Marette

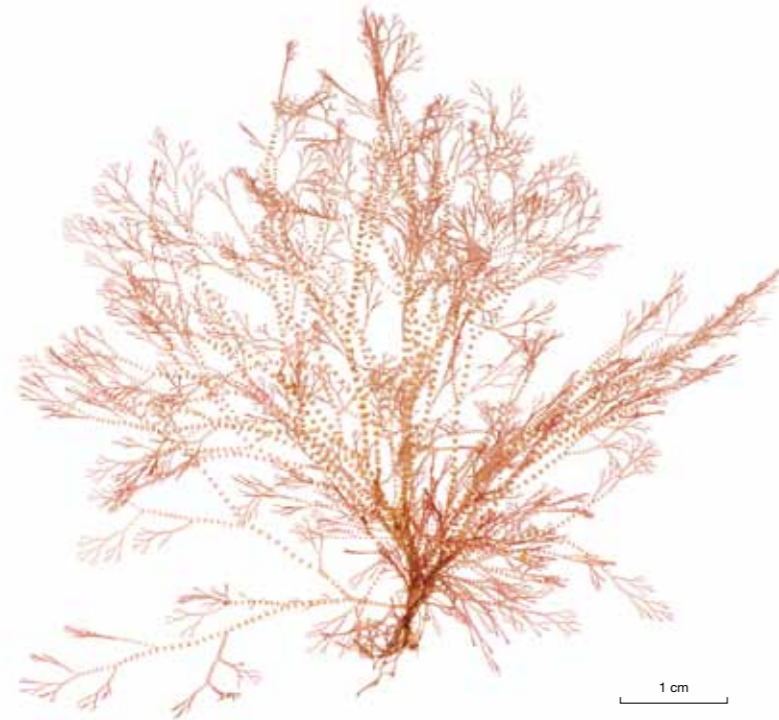


Photo 1. *Ceramium diaphanum*

1 cm

Morphologie

La morphologie des espèces de ce genre est caractéristique. Elles se présentent sous forme de filaments fins ramifiés pseudo-dichotomiquement, de couleur rouille-rouge plus ou moins foncée (photo 1). Les filaments présentent une alternance régulière de zones claires et de zones sombres (photo 2). L'extrémité des filaments présente deux courts rameaux qui se recourbent l'un vers l'autre, formant comme une pince (extrémités céramiaeforme) (photo 3).

Examen microscopique

Les filaments sont constitués d'une file de cellules claires, à la jonction desquelles des cellules plus petites forment un anneau coloré. L'examen d'un filament à plat au microscope montre que les zones sombres sont constituées de petites cellules de tailles diverses, contenant des plastes arrondis et colorés, et de cellules un peu plus grosses au milieu de la zone. Chaque zone claire est formée par une seule cellule de grande taille qui contient des plastes allongés et à peine colorés (photo 4).



Vues à plat au microscope



Photo 3. *Ceramium tenerrimum*

100 µm



Photo 4. *Ceramium diaphanum*

100 µm

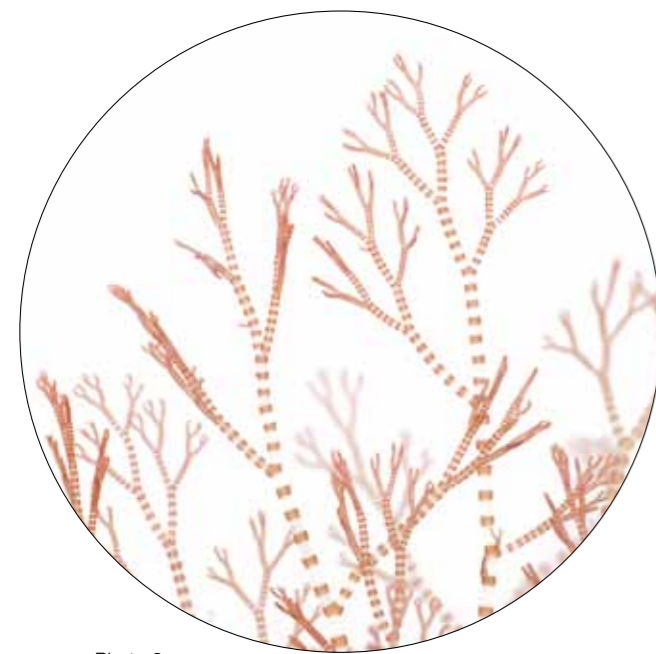


Photo 2.

Caractéristiques de quelques espèces du genre *Ceramium*

Plusieurs espèces de *Ceramium* se trouvent dans les lagunes, souvent sous forme de filaments épiphytes. On peut différencier les espèces par la taille du thalle (de quelques millimètres à 20 cm), celle des filaments, les dimensions de l'anneau coloré, la forme et l'agencement des cellules corticales.

Ceramium tenerrimum se présente sous forme de touffe de filaments de 3 ou 4 cm de haut. Le diamètre des filaments est généralement inférieur à 150 µm avec peu de cellules corticales (photo 3). Les zones claires s'allongent nettement au fur et à mesure de la croissance des filaments. Elles sont donc de plus en plus longues en s'éloignant de l'apex (deux à douze fois la longueur des zones sombres).

Ceramium diaphanum se présente sous forme de touffe de filaments pouvant atteindre 14 cm de haut. Les filaments moyens ont un diamètre supérieur à 175 µm. Plusieurs couches de cellules corticales (photo 4) forment des anneaux plus épais que les zones claires. Les zones claires s'allongent faiblement lors de la croissance (beaucoup moins que *Ceramium tenerrimum*, soit deux à trois fois la longueur des parties sombres) (photo 1).

Ceramium ciliatum possède une couronne de poils tricellulaires pointus au niveau de chaque zone sombre.

Ceramium virgatum présente une cortication continue d'un anneau à l'autre. Les zones claires ne sont plus visibles.

Vue à plat au microscope



Photo 5. Gonimoblastes, *Ceramium diaphanum*

Biologie et caractéristiques

Le cycle de reproduction est trigénétique. Les différentes phases du cycle sont présentes toute l'année. Certaines plantes portent des gonimoblastes (photo 5), amas de carpospores à peine protégés par de courts rameaux. D'autres plantes portent des tétraspores incluses dans les anneaux corticaux.

Milieu

Les *Ceramium* sont présentes en lagune et en mer, fixées sur des rochers, sur d'autres algues ou sur des animaux à paroi solide (photo 6). Deux espèces se retrouvent au niveau des substrats meubles : *Ceramium virgatum* et *Ceramium tenerrimum*. Une souche de *Ceramium virgatum* venue d'Atlantique peut proliférer ; on ne la classe donc pas en espèce de référence.

Espèces proches

Spyridia filamentosa (fiche 33), *Centroceras clavulatum* (fiche 18), et certaines espèces de *Polysiphonia* (fiche 30) mais l'observation rapprochée (loupe ou microscope) permet la reconnaissance des *Ceramium*.

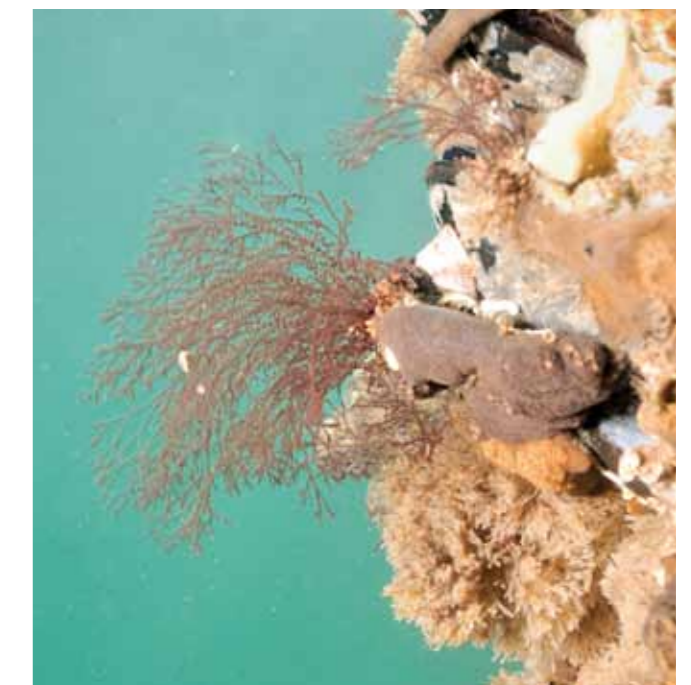


Photo 6.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Céramiales, (F) Rhodomelaceae



Salses-Leucate
La Palme
Bages-Sigean
Ayrolle
Gruissan

Thau
Ingril Sud
Ingril Nord
Vic
Or



Photo 1.

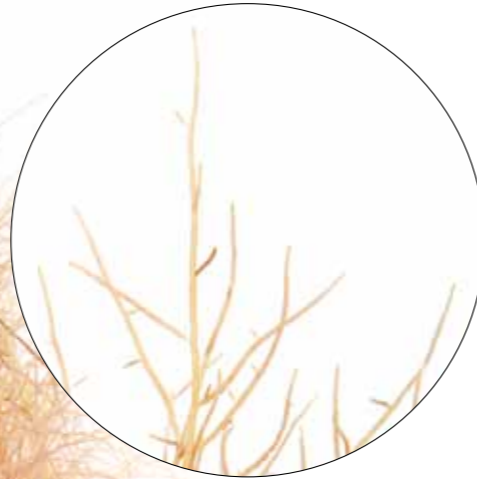


Photo 2.

Morphologie

Le thalle est formé de fins filaments cylindriques ramifiés formant des touffes rouille pâle à peu près sphériques de 10 à 20 cm de diamètre (photo 1). Les filaments, de diamètre inférieur au millimètre, sont amincis à la base et aux sommets. Les ramifications sont plus courtes près des extrémités (photo 2). Les axes principaux et les ramifications se terminent en pointes entourées de fins poils (les trichoblastes).

Examen microscopique

Les trichoblastes aux extrémités des filaments sont visibles au microscope (photo 3). Ils existent chez toutes les espèces de la famille des *Rhodomelaceae* sur les extrémités en croissance mais étant caducs, ils peuvent être absents (ils se détachent naturellement des rameaux qui vieillissent). De plus, ils ne sont présents que sur les échantillons frais.

La coupe transversale montre une cellule centrale (un axe central comme chez toutes les Céramiales) entourée de cinq cellules péricentrales et de petites cellules corticales (photo 4).

Vues au microscope

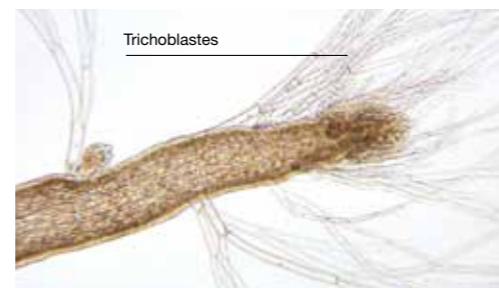


Photo 3. Vue à plat



Photo 4. Coupe transversale

Biologie et caractéristiques

Le cycle est trigénétique. Comme chez les autres macroalgues, la reproduction ne s'observe que sur les plantes fixées sur un substrat dur. Les cystocarpes sont alors visibles à l'œil nu.

Milieu

Les touffes éparses sur les fonds peuvent être abondantes ou rares selon les années. Les particules qui se fixent sur les trichoblastes forment un feutrage sur la périphérie de la plante (photo 5).

Il faut surveiller la prolifération éventuelle de cette espèce.

Espèces proches

Dans l'eau, beaucoup d'algues en touffe ressemblent à cette espèce :

Spyridia filamentosa (fiche 33), qui se distingue par des rameaux secondaires différents des rameaux principaux.

Polysiphonia elongata (fiche 30), dont la coupe montre 4 cellules péricentrales.

Alsidium corallinum (fiche 17), dont la couleur est semblable mais avec des filaments plus gros et dont la coupe transversale montre 6 à 8 cellules péricentrales.



Photo 5.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Rhodymeniales, (F) Champiaceae



Thau



Photo 1.

Morphologie

Le thalle, rouille-jaune, est formé de filaments cylindriques creux. Il peut atteindre 30 cm de long (photo 1). Les filaments portent des verticilles de rameaux secondaires de plus en plus longs en s'éloignant de l'extrémité (photo 2), ce qui indique une croissance apicale. Les plus longs de ces rameaux secondaires peuvent être ramifiés de la même façon. Leur diamètre varie de 0,3 mm à quelques millimètres pour les plus âgés. On peut voir sur les filaments, surtout au niveau des ramifications, des constrictions avec des marques sombres. Chaque constriction, amincissement du diamètre du filament, est due à un diaphragme formé d'une couche de cellules obstruant le creux central du thalle.

Examen microscopique

L'observation au microscope permet d'observer qu'il y a plusieurs cellules à l'apex et non pas une cellule unique (photo 3). Une dissection au niveau des constrictions permet de voir les cellules qui forment le diaphragme.



Vue à plat au microscope

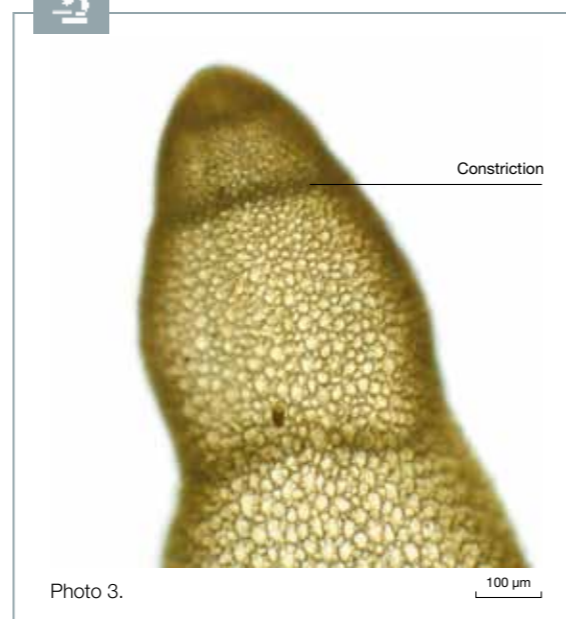


Photo 3.

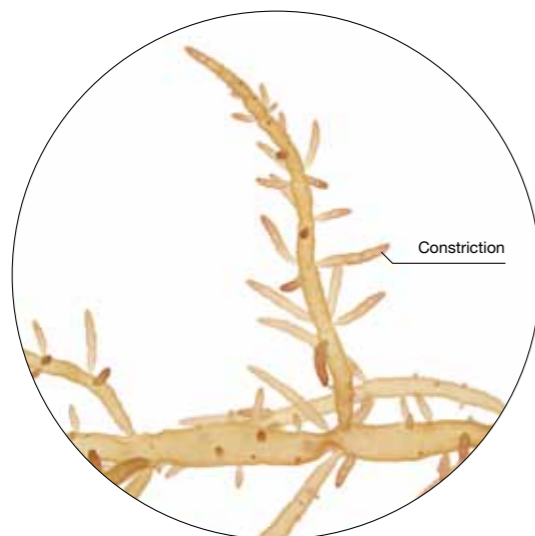


Photo 2. Rameau verticillé

Biologie et caractéristiques

Comme toutes les macroalgues rouges, *Chylocladia* a un cycle de reproduction trigénétiq. Les cystocarpes sphériques forment des taches foncées sur les filaments de l'algue.

Milieu

L'algue est toujours fixée, jamais dérivante et donc rarement sur les fonds meubles. On la trouve sur les rails conchylicoles ou accrochée sur d'autres algues et des débris posés sur les fonds (photo 5). Elle est susceptible de proliférer.

Espèces proches

Lomentaria articulata et *Lomentaria verticillata*, dont les filaments sont creux mais avec une absence de diaphragme. Les ramifications de ces deux espèces sont irrégulières.

Stictyosiphon adriaticus, algue brune, souvent de couleur moins rouge que *Chylocladia* et qui s'en distingue par certaines caractéristiques des algues brunes (poils absorbants, plastes jaunes).

Laurencia obtusa (fiche 29), qui ressemble à l'œil nu à *Chylocladia* jeune lorsque ses rameaux sont petits (photo 4).



Photo 4. Forme jeune de *Chylocladia verticillata*

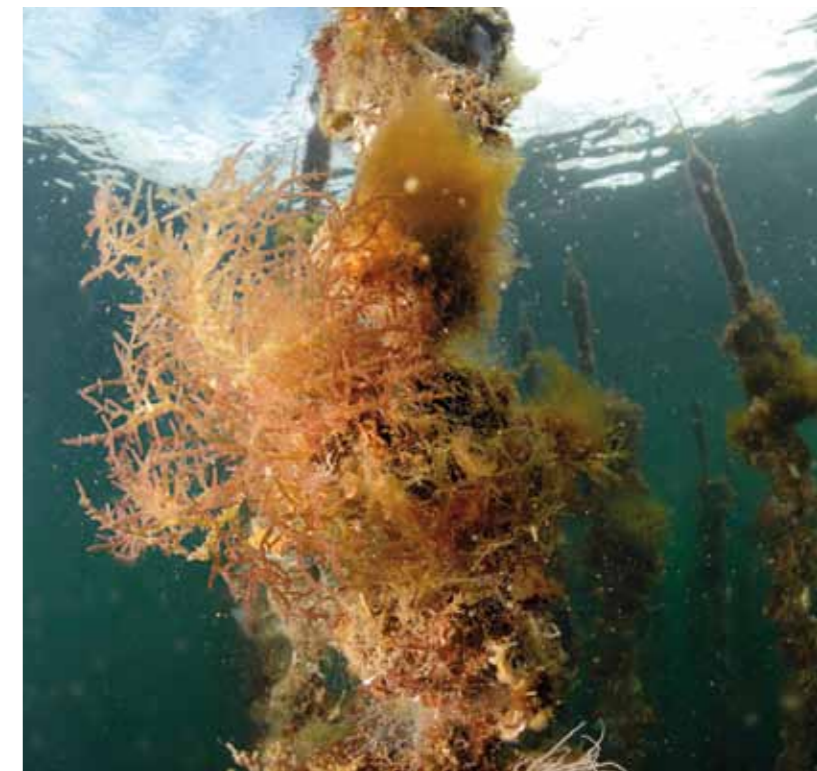


Photo 5.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Gelidiales, (F) Gelidiaceae



Salses-Leucate
Thau
Ingril Sud



Photo 1.

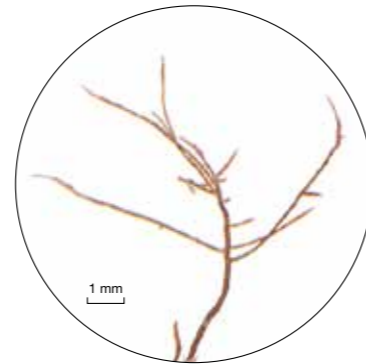


Photo 2. Ramifications

Morphologie

Le thalle est formé de fins filaments de 0,1 à 0,4 mm de diamètre, cylindriques ou légèrement aplatis et ramifiés (alternes irréguliers). La couleur est marron foncé, parfois plus claire aux sommets. Les filaments fixés sur des rochers sont groupés et forment un gazon rigide au toucher pouvant atteindre 6 cm de hauteur (photo 1). Il y a peu de rameaux latéraux (photo 2) ; ceux-ci peuvent s'aplatir pour porter les organes reproducteurs.

Examen microscopique

La coupe transversale du filament montre des cellules médullaires incolores à parois épaisses et des cellules corticales plus petites et colorées (photo 3). Des fibres de cellulose appelées rhizines sont présentes dans les cellules médullaires et les cellules périphériques et sont particulièrement concentrées entre les deux (photo 4).

Coupes transversales



Photo 3.

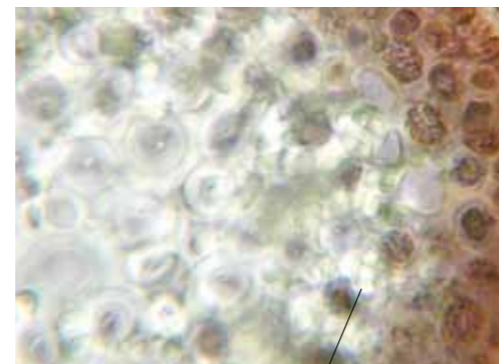


Photo 4. Rhizine interne

Biologie et caractéristiques

Comme toutes les macroalgues rouges, elle a un cycle de reproduction trigénéétique. Elle forme toujours un gazon dense de thalles solidement fixés sur les rochers et difficiles à détacher. Ces gazons restent en place toute l'année et sont un lieu de vie pour beaucoup de petits animaux. Ses parois épaisses contiennent de l'agar-agar, que l'industrie extrait de certaines espèces de *Gelidium* (*Gelidium latifolium*, *Gelidium sesquipedale*).

Milieu

Cette espèce vit fixée sur un substrat dur en place depuis longtemps (souvent des rochers), près de la surface de l'eau. On la retrouve également en mer, par exemple sur les digues. Elle supporte d'importantes variations de salinité.

Espèces proches

Chondracanthus acicularis, une algue rouge de même aspect lorsqu'elle est fixée en gazon, mais qui se distingue par ses filaments plus épais et leur cortex formé de plusieurs couches de cellules alignées radialement.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Gracilariales, (F) Gracilariaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Campagnol
Gruissan
Thau

Ingril Sud
Ingril Nord
Pierre Blanche
Vic
Prévost
Arnel
Ponant



Photo 1.

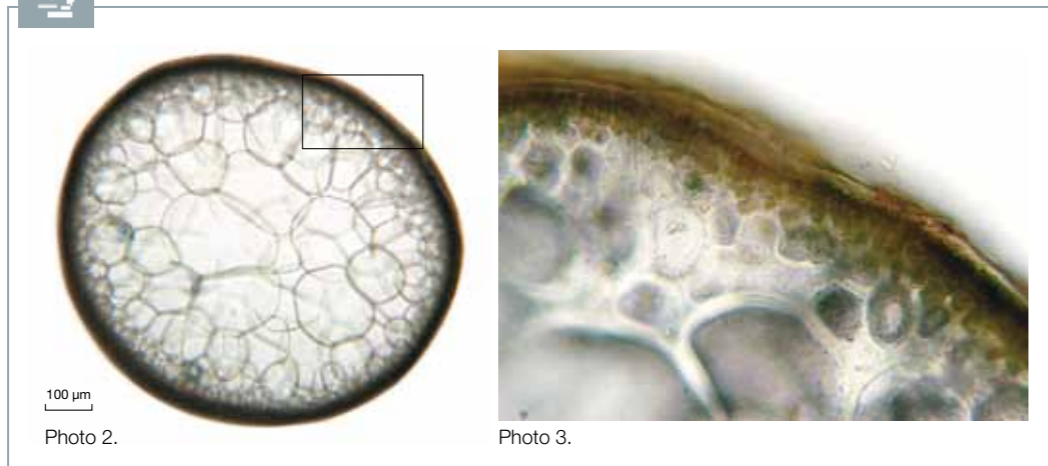
Morphologie

Le thalle est formé de filaments cylindriques de 0,5 à 3 mm de diamètre. Ces filaments sont parfois légèrement comprimés, ce qui est un élément d'identification. Densément et irrégulièrement ramifiés, ils forment des touffes ou des massifs broussailleux de plusieurs dizaines de centimètres de longueur (photo 1). Comme pour beaucoup de gracilaires, cette espèce peut avoir des aspects différents : la forme peut être plus ou moins trapue et certains rameaux ne sont pas comprimés. Les filaments sont plus larges et les ramifications sont plus rapprochées que chez *Gracilaria gracilis*. De couleur brun-rouille, parfois rougeâtre, elle devient jaunâtre (jaune-vert) quand, proche de la surface, elle est soumise à une forte luminosité (photo 4). Il n'est pas rare de trouver des pieds dont la base garde une couleur brun-rouille et dont les extrémités sont jaunes (photo 5).

Examen microscopique

Une coupe transversale du filament est nécessaire pour distinguer *Gracilaria bursa-pastoris* des espèces morphologiquement comparables. Cependant, la coupe ressemble beaucoup à celle de *Gracilaria gracilis*. De l'intérieur vers l'extérieur, on observe des cellules incolores plus grosses au centre de la coupe puis une couronne de petites cellules colorées par les plastes (photos 2 et 3).

Coupes transversales



100 µm

Photo 2.

Photo 3.

Biologie et caractéristiques

La cellule qui donne naissance à la plante germe toujours sur un support solide (rocher, rail, cordage, débris divers). Les individus femelles fixés sont pourvus de verrues (cystocarpes), visibles à l'œil nu, qui ressemblent à de petits volcans et qui libèrent des spores disséminatrices (carpospores) à maturité. Une fois détachés de leur lieu de germination, les filaments peuvent s'accroître, se fragmenter et proliférer dans les fonds meubles des étangs. On les trouve alors sous forme de touffes isolées ou formant des tapis plus ou moins denses.

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année de la surface à 6 m de profondeur. Elle supporte des variations de salinité.

Elle peut proliférer : l'envahissement d'une lagune ou d'une partie de lagune par cette algue indique une eutrophisation lente et régulière (cf. § 1.2.2, p.26). Elle peut recouvrir les herbiers et les détruire en les étolant (en cachant la lumière).

Espèces proches

Gracilaria gracilis (fiche 25) dans sa forme trapue. La coupe transversale est identique mais les filaments tous cylindriques ne sont jamais comprimés, contrairement à ceux de *Gracilaria bursa-pastoris*.

Gracilaria dura (fiche 24), dont la coupe transversale est différente avec des cellules centrales de taille semblable.

Solieria chordalis (fiche 32) et *Alsidium corallinum* (fiche 17), dont les coupes sont différentes de celle de *Gracilaria bursa-pastoris*.

Chondracantus acicularis, dont la coupe transversale est différente avec un cortex formé de petites cellules alignées radialement.



Photo 4.



Photo 5.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Gracilariales, (F) Gracilariaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Thau
Ingril Sud
Ingril Nord



Photo 1.

Photo 2.
Extrémités bifides

Morphologie

Le thalle est formé de filaments cylindriques et ramifiés de 0,5 à 2 mm de diamètre (photo 1). Parfois, les extrémités supérieures présentent une courte ramification pseudo-dichotomique leur donnant un aspect bifide* (photo 2). Ces filaments forment des touffes ou des massifs de plusieurs dizaines de centimètres de longueur. La couleur, souvent caractéristique, d'un brun-rouge tendant vers l'orange, peut devenir jaunâtre sur les plantes exposées à une forte luminosité (photo 3).



Photo 3.

Examen microscopique

Une coupe transversale du filament est nécessaire pour distinguer *Gracilaria dura* des espèces morphologiquement comparables.

De l'extérieur vers l'intérieur, on observe une couronne de petites cellules colorées par les plastes, puis des cellules un peu plus grosses (et toutes de taille semblable) vers le centre de la coupe. Souvent, un contenu dense (réserves) obscurcit l'intérieur des cellules, les rendant plus foncées au microscope (photo 4).

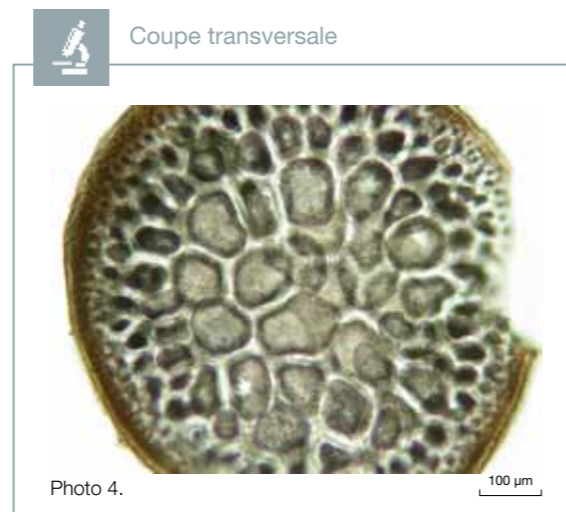


Photo 4.

Coupe transversale

Biologie et caractéristiques

La cellule qui donne naissance à la plante germe toujours sur un support solide (rocher, rail, cordage, débris divers). Les individus femelles fixés sont pourvus de verrues (cystocarpes) visibles à l'œil nu qui ressemblent à de petits volcans et qui libèrent, à maturité, des spores disséminatrices (carpospores) (photos 5 et 6). Une fois détachés de leur lieu de germination, les filaments peuvent s'accroître, se fragmenter et vivre sur les fonds meubles des étangs. On les trouve alors sous forme de touffes isolées ou au sein des autres végétaux. Ce sont des algues non fixées qui peuvent former des tapis (photo 7).

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année, de la surface à 6 m de fond.

Elle peut proliférer : l'envahissement d'une lagune ou d'une partie de lagune par cette algue indique une eutrophisation lente et régulière.

Elle peut recouvrir les herbiers et les détruire en les étouffant (en cachant la lumière).

Espèces proches

Gracilaria gracilis (fiche 25) dans sa forme trapue, dont la coupe transversale est différente avec des cellules de plus en plus grosses vers le centre.

Gracilaria bursa-pastoris (fiche 23), dont les rameaux sont comprimés et dont la coupe transversale est différente avec des cellules de plus en plus grosses vers le centre.

Solieria chordalis (fiche 32) et *Alsidium corallinum* (fiche 17), dont les coupes sont différentes de celle de *Gracilaria dura*.

Chondracantus acicularis, dont la coupe transversale est différente avec un cortex formé de petites cellules alignées radialement.



Photo 6.

Photo 5. Thalle avec cystocarpes



Photo 7.



Cheveux de Vénus

Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Gracilariales, (F) Gracilariaceae

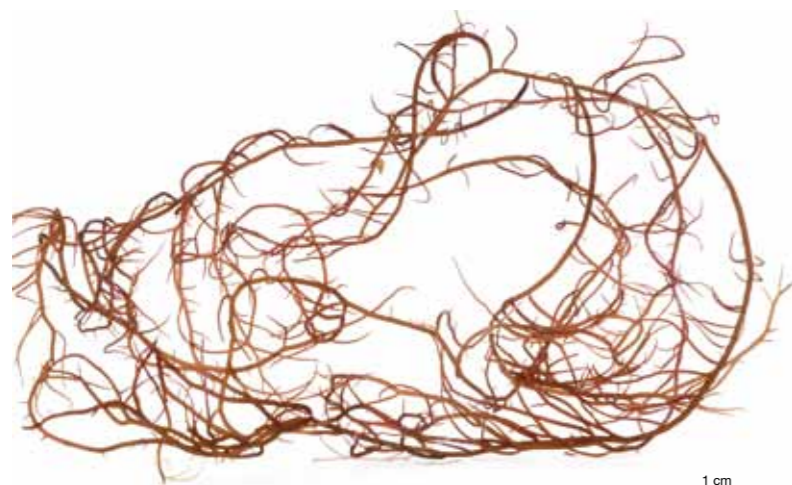


Photo 1.

1 cm

Morphologie

Les filaments, cylindriques et ramifiés, de 0,5 à 2 mm de diamètre, forment des touffes ou des massifs pouvant atteindre plusieurs dizaines de centimètres de longueur. De couleur rouille-marron, parfois rougeâtre (photo 1), elle devient jaunâtre lorsqu'elle est soumise à une forte luminosité (photos 2 et 7). Comme pour beaucoup d'espèces de gracilaires, elle peut avoir des aspects différents avec une forme trapue ou allongée et des filaments de diamètres différents sur le même thalle (photo 3).

Examen microscopique

Une coupe transversale du filament est nécessaire pour distinguer *Gracilaria gracilis* des espèces morphologiquement comparables (photo 4). Cependant, la coupe transversale ressemble à celle de *Gracilaria bursa-pastoris*.

On observe une couronne de petites cellules colorées par les plastides, puis des cellules incolores de plus en plus grosses vers le centre de la coupe.



Photo 2.

Coupe transversale



Photo 4.

100 µm



Photo 3. Filaments de différents diamètres

Biologie et caractéristiques

La cellule qui donne naissance à la plante germe toujours sur un support solide (rocher, rail, cordage, coquille, débris divers). Les individus femelles fixés sont pourvus de verrues (cystocarpes), visibles à l'œil nu, qui ressemblent à de petits volcans et qui libèrent, à maturité, des spores disséminatrices (carpospores) (photos 5 et 6).

Une fois détachés de leur lieu de naissance, les filaments peuvent s'accroître, se fragmenter et proliférer sur les fonds meubles des étangs. Ce sont des algues non fixées, dérivantes et proliférantes qui peuvent former des tapis. Si l'apport trophique est conséquent, les tapis recouvrent des surfaces de plusieurs hectares sur quelques dizaines de centimètres d'épaisseur. La gracilaire est une agarophyte* qui est ramassée et cultivée dans plusieurs pays pour extraire de l'agar-agar.

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année, de la surface à 6 m de fond. Elle supporte des variations de salinité. L'envahissement d'une lagune ou d'une partie de lagune par cette algue indique une eutrophisation lente et régulière. Elle peut recouvrir les herbiers et les détruire en les étolant (en cachant la lumière).

Espèces proches

Gracilaria bursa-pastoris (fiche 23), dont la coupe est identique mais qui présente des tiges aplaties.

Gracilaria dura (fiche 24), dont la coupe transversale est différente avec des cellules centrales de taille semblable.

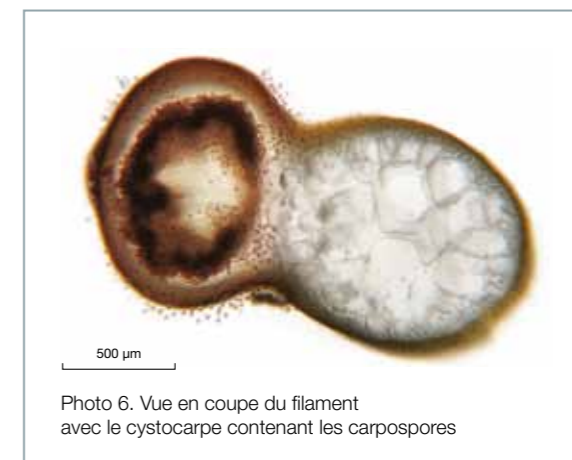
Solieria chordalis (fiche 32) et *Alsidium corallinum* (fiche 17), dont les coupes sont différentes de celle de *Gracilaria gracilis* (fiche 24).

Chondracantus acicularis, dont la coupe transversale est différente avec un cortex formé de petites cellules alignées radialement.



1 mm

Photo 5. Cystocarpes



500 µm

Photo 6. Vue en coupe du filament avec le cystocarpe contenant les carpospores

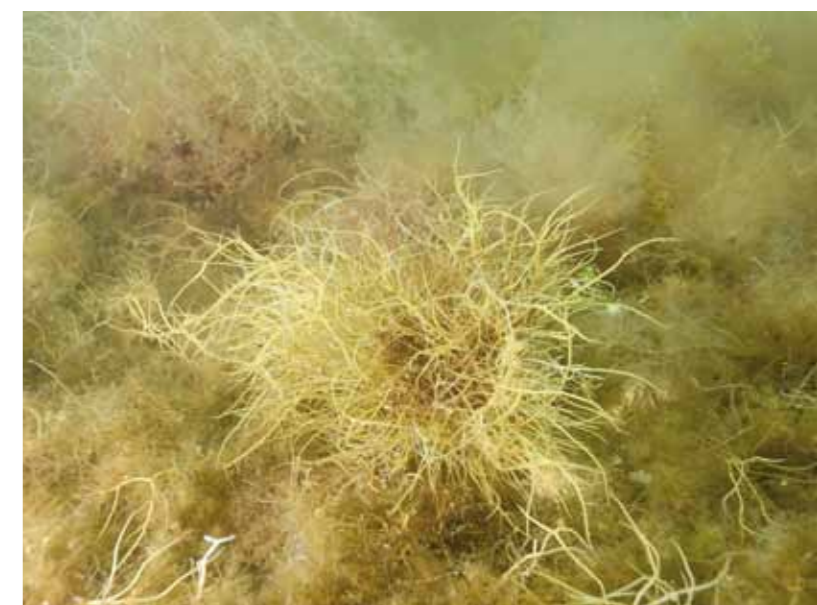


Photo 7.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Halymeniales, (F) Halymeniaceae



Thau



Photo 1.

Morphologie

Le thalle de couleur rouge-brun est formé d'axes aplatis de 1 à 4 mm de large et d'une dizaine de centimètres de long en général, mais pouvant mesurer jusqu'à 25 cm (photo 1). Sur ces axes, des rameaux latéraux sont fixés de part et d'autre sur un même plan. Ces derniers sont bien amincis à leur base et à leur extrémité et élargis au centre (photo 2).

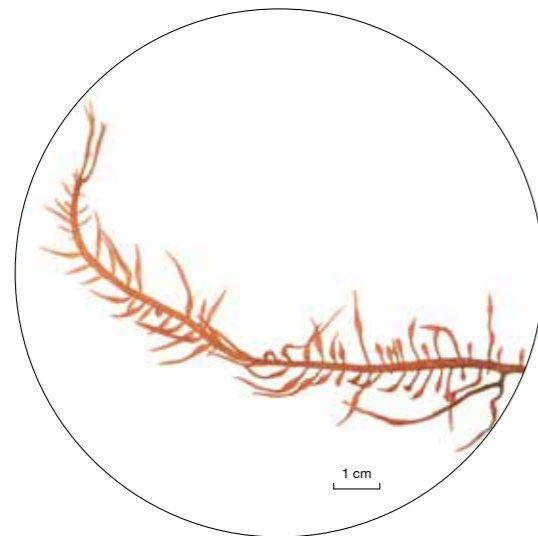


Photo 2. Détail d'un axe portant des rameaux

Examen microscopique

La coupe transversale montre que l'intérieur du thalle est constitué de fins filaments entremêlés (photo 3) et reliés par des cellules en étoile. Ceci est commun à toutes les espèces du genre *Grateloupia* et du genre *Solieria*.



Coupe transversale



Photo 3.

Biologie et caractéristiques

Le plus souvent, cette algue vit fixée sur des substrats durs, près de la surface. On la trouve aussi sur les fonds, fixée sur des objets ou d'autres algues. Généralement, le thalle est isolé. Comme toutes les macroalgues rouges, elle a un cycle de reproduction trigénétique : les pieds femelles, à maturité, portent des cystocarpes inclus sous la surface du thalle, formant des taches visibles à l'œil nu.

Milieu

Cette espèce est trouvée dans les zones lagunaires sous influence marine. Il semble que des individus de cette espèce provenant de l'Atlantique aient été introduits dans les années 90 et se soient mêlés à la population locale.

Espèces proches

Solieria chordalis (fiche 32), qui n'est pas ramifiée dans un plan et dont les axes sont cylindriques.

Grateloupia asiatica, qui est plus grande et dont les rameaux ne sont pas élargis au centre.



Photo 4.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Ceramiaceae



Salses-Leucate
Thau
Ingril Sud

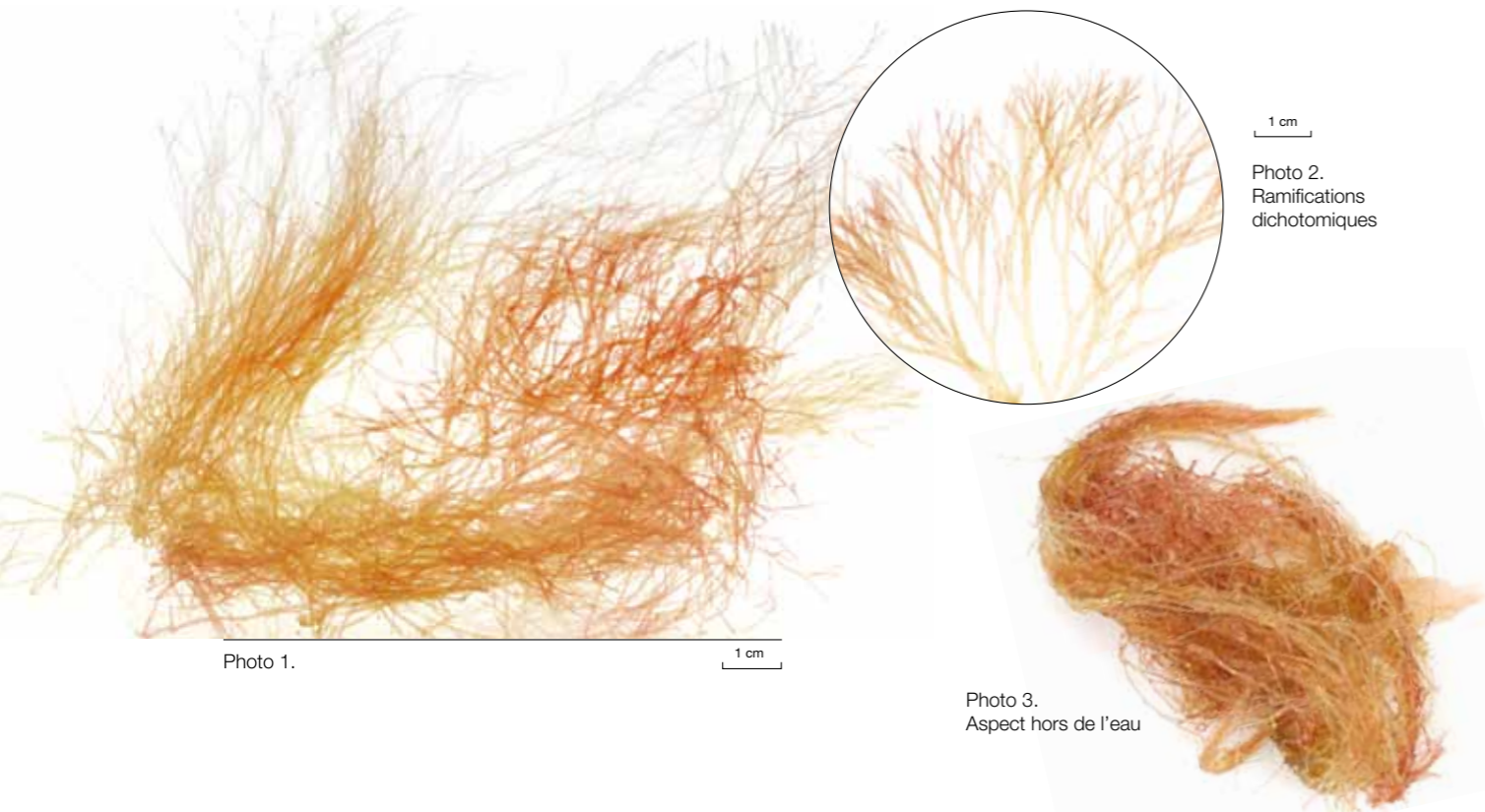


Photo 1.

1 cm

1 cm

Photo 2.
Ramifications
dichotomiques

Photo 3.
Aspect hors de l'eau

Morphologie

Dans l'eau, le thalle se présente sous la forme d'une touffe presque sphérique d'une dizaine de centimètres de diamètre (photo 6). L'algue qui est fragile, perd sa forme sphérique lorsqu'elle est sortie de l'eau (photo 1). La couleur rouge-orange peut devenir moins prononcée à la lumière. Les filaments, formés d'une seule file de cellules allongées et turgescents, sont ramifiés de façon pseudo-dichotomique (photo 2). L'algue a un aspect légèrement brillant une fois sortie de l'eau (photo 3).

Examen microscopique

Les cellules, plus longues que larges, ont les bords arrondis, ce qui leur donne un aspect de ballon de baudruche. Aux extrémités, les cellules sont plus courtes, leurs diamètres diminuent et elles deviennent plus petites et sphériques (photo 4). Des trichoblastes ramifiés, fins et transparents, peuvent être observés sur les plantes en bon état (photo 5).

Vues à plat au microscope



Photo 4.

500 µm

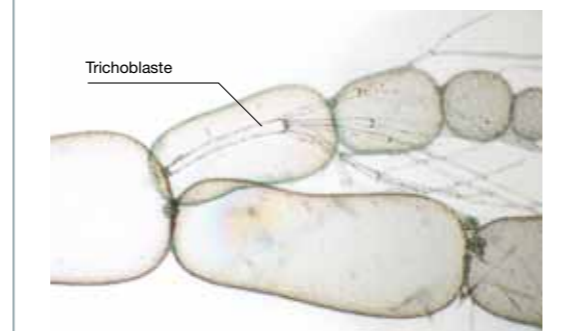


Photo 5.

100 µm

Biologie et caractéristiques

Comme chez toutes les macroalgues rouges, le cycle de reproduction de *Griffithsia corallinoides* est trigénétiq. Au moment de la reproduction, on peut voir à l'œil nu les carposporophytes plus foncés sur les thalles femelles fixés.



Photo 6.

Milieu

L'algue forme des touffes plus ou moins fournies d'une couleur orangé ou rouge, ce qui la distingue des algues environnantes (photo 7). Elle est souvent fixée sur d'autres algues mais aussi sur des substrats durs. On la retrouve toujours sous forme de touffe isolée et jamais sous forme de tapis. Introduite de l'Atlantique et du Pacifique avant 1984, cette espèce s'est bien adaptée aux lagunes, sans proliférer. Elle contribue à la richesse spécifique sans nuire aux espèces autochtones.

Espèces proches

Observées de loin, beaucoup d'algues forment des touffes plus ou moins sphériques ; il faut donc une observation rapprochée pour la reconnaître. C'est l'unique espèce de *Griffithsia* rencontrée dans les lagunes du Languedoc-Roussillon mais il existe d'autres espèces en mer Méditerranée (*Griffithsia schousboei*, *Griffithsia genovefae*, etc.).

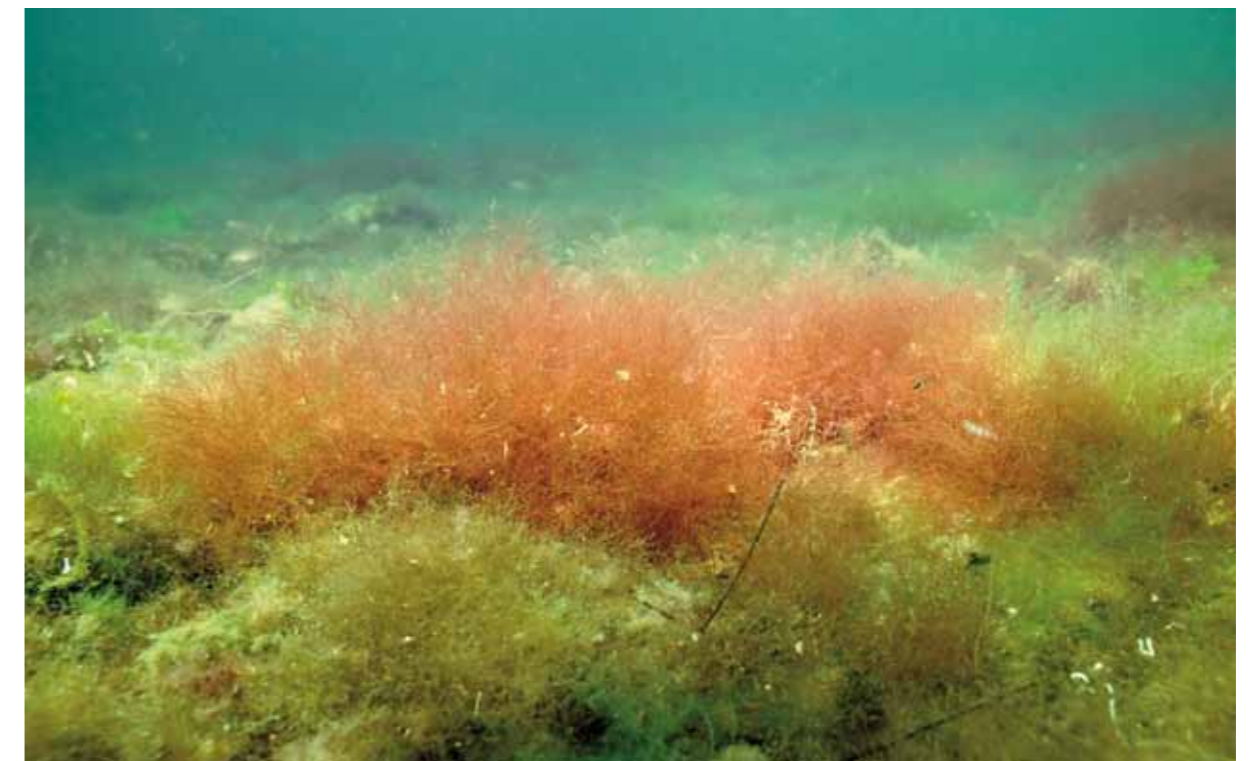


Photo 7.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Rhodomelaceae



Saleses-Leucate
Thau
Ingril Sud



Photo 1.

Photo 2.
Extrémités de rameaux
en crochet

Morphologie

Le thalle est formé de filaments cylindriques de 1 mm de diamètre et de 5 à 15 cm de long. Les filaments sont enchevêtrés. La couleur est marron-rouge foncé et en général assez constante tout au long de l'année (photos 1 et 5). Les filaments sont ramifiés assez régulièrement. Parfois, les rameaux sont tous du même côté (photo 2). Seules les extrémités en croissance sont recourbées en spirales (photos 2 et 3). La spirale est d'autant plus prononcée que la croissance est active. Sur certaines algues abîmées ou au métabolisme ralenti, on peut ne pas retrouver d'extrémité en spirale.

Vue à plat au microscope

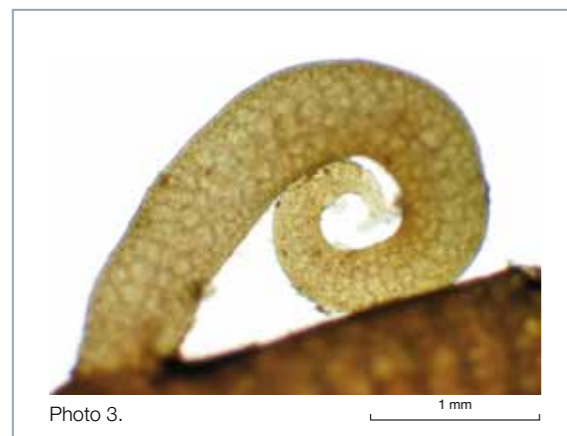


Photo 3.

Examen microscopique

La coupe transversale permet de reconnaître une Rhodomelacée et de distinguer *Halopitys incurva* d'une gracilaire si l'algue est incomplète (sans extrémités spiralées). La coupe montre une cellule centrale entourée de cinq grosses cellules péricentrales puis, vers l'extérieur, des cellules de taille moyenne et enfin des petites cellules corticales sur un ou plusieurs rangs (photo 4).

Coupe transversale



Photo 4.

Biologie et caractéristiques

La croissance est lente, mais en cas d'apport de nutriments permanent et en léger excès, elle est continue. Dans les lagunes, les thalles forment des tapis de 10 à 30 cm d'épaisseur pouvant atteindre des surfaces de plusieurs hectares. Cette algue est présente toute l'année.

D'autres algues, comme les *Rytiphlaea* mais aussi les *Solieria*, *Alsidium*, *Gracilaria* et parfois des ulves se trouvent mélangées à ces tapis.

Milieu

Elles peuvent proliférer et tapisser des fonds de 1 à 6 m de profondeur dans certaines lagunes (photo 6). L'envahissement d'une lagune ou d'une partie de lagune par cette algue indique une légère eutrophication permanente.

Espèces proches

Si les extrémités spiralées sont absentes, on peut alors confondre *Halopitys* avec les autres algues dérivantes de fond comme : *Alsidium* (fiche 17), *Gracilaria* (fiches 23, 24, 25), *Solieria* (fiche 32). Dans ce cas, une coupe transversale permet de les différencier.



Photo 5.



Photo 6.



Mousse corse

Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae, (SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Rhodomelaceae



Salses-Leucate
La Palme
Ayrolle
Thau



Photo 1.



Photo 2.

Morphologie

Les filaments, de diamètre inférieur au millimètre, forment des touffes de 5 à 15 cm. La couleur varie de rouille-jaune à jaunâtre avec des rameaux courts de couleur plus orangée (photo 1). Les rameaux latéraux sont alternés (presque opposés). Leur longueur augmente légèrement en s'éloignant de l'extrémité du filament. Ils portent à leur tour de courts rameaux quasi-opposés (photo 2).

Examen microscopique

Les extrémités des filaments et des rameaux présentent une légère dépression (zone sombre en triangle sur la photo 3) de laquelle s'évasent de fins poils incolores, les trichoblastes. Chez *Laurencia obtusa*, les cellules renferment chacune un organite réfringent*, bien visible sur les individus vivants, le "corps en cerise" (photo 4). Ce dernier permet de la distinguer des autres *Laurencia*. La coupe transversale montre un aspect parenchymateux (cellules non différenciées, toutes semblables) (photo 5).

Vue à plat au microscope

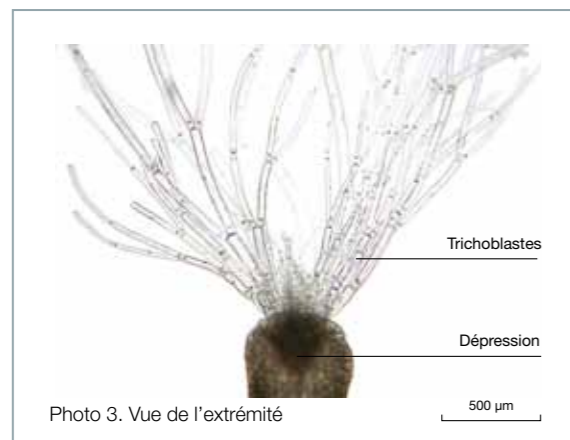
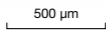


Photo 3. Vue de l'extrémité

Trichoblastes

Dépression



Vues au microscope

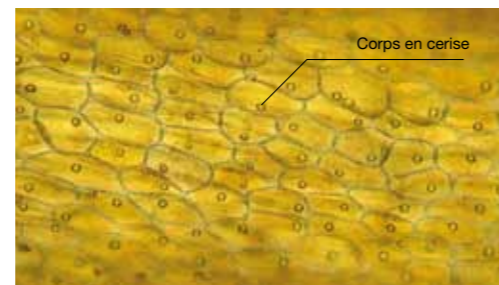


Photo 4. Cellules vues à plat



Corps en cerise



Photo 5. Coupe transversale



Biologie et caractéristiques

Les individus fixés peuvent porter des petites taches sombres : ce sont les cystocarpes visibles à l'œil nu. Dans les lagunes, *Laurencia obtusa* est souvent accrochée aux autres algues posées sur les fonds, sans former de grandes populations. Les trichoblastes peuvent retenir les particules et donner un aspect vapoureux à l'algue (photos 6 et 7).

Milieu

Cette espèce marine se rencontre toute l'année dans les lagunes littorales, posée sur le fond ou sur les tapis d'algues préexistants. On la trouve aussi fixée sur les rochers.

On la retrouve toujours sous forme de touffe isolée mais on peut trouver de nombreux individus dans un même secteur à faible distance les uns des autres.

Espèces proches

Chylocladia verticillata (fiche 21), lorsque ses rameaux sont petits.

D'autres *Laurencia* : *Laurencia coronopus*, *Laurencia papillosa*, *Laurencia paniculata*. Cependant, ces dernières ne se trouvent que rarement dans nos lagunes et de plus, on n'y observe pas de corps en cerise au microscope.

Laurencia microcladia, qui a aussi des corps en cerise. Ce sont les épaissements lenticulaires (visibles sur une coupe transversale) des cellules des axes âgés de *Laurencia microcladia* qui permettent de la distinguer de *Laurencia obtusa*.



Photo 6. Vue rapprochée



Photo 7.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Rhodomelaceae



Thau



Photo 1.

Morphologie

Le thalle est formé de fins filaments ramifiés (photo 1), occupant dans l'eau le volume d'une portion de sphère de 10 à 20 cm de diamètre (photo 6). Les filaments (de 0,2 à 1 mm) plus épais et plus sombres à la base, deviennent très fins vers les sommets, formant une sorte de feutrage. La couleur brun-rouille devient quasiment marron foncé à la base et au niveau des axes principaux plus épais.

L'algue peut avoir des aspects différents : des ramifications nombreuses lui donnent un aspect touffu mais, parfois, des ramifications moins rapprochées lui donnent un aspect plus élancé. Il arrive que l'on ne rencontre que les filaments de la base (photo 5) ; l'ensemble du thalle est alors plus rigide.

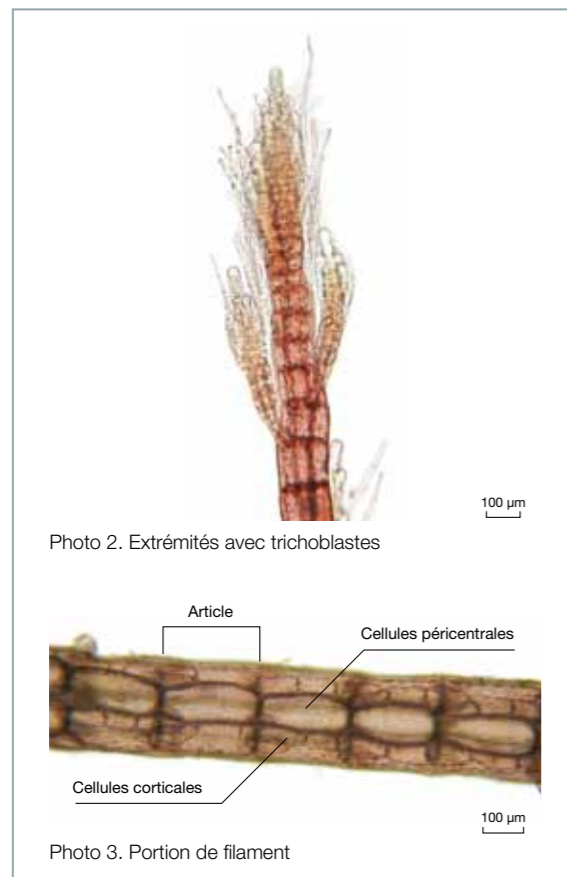
Examen microscopique

Les extrémités observées au microscope montrent des poils transparents (les trichoblastes) très fins, ramifiés et caducs (photo 2).

La coupe transversale montre une cellule centrale (souvent de section carrée) entourée de quatre grosses cellules péricentrales (photo 4), ce qui est commun à plusieurs espèces du genre *Polysiphonia*.

Un filament vu à plat au microscope (photo 3) montre les cellules péricentrales avec les petites cellules corticales. En s'éloignant des extrémités apicales, on observe de plus en plus de petites cellules corticales autour des péricentrales : elles forment un cortex dont le nombre de couches augmente avec l'âge des filaments (la croissance étant apicale, la base, plus épaisse, est donc la partie la plus âgée de l'algue). La cellule centrale et les quatre cellules péricentrales sont visibles même dans les filaments les plus gros.

Vues à plat au microscope



Biologie et caractéristiques

Les différentes étapes du cycle de reproduction sont bien visibles chez *Polysiphonia* : les individus femelles sont pourvus de petites urnes (cystocarpes) de couleur foncée visibles à l'œil nu. Sur un autre pied, on peut observer les tétrasporocystes. La cellule qui donne naissance à la plante germe toujours sur un support solide (rocher, structures immergées).

Milieu

Cette espèce vit toute l'année sur les rails des tables conchylicoles et dans les fonds, soit en touffes isolées, soit en petites populations fixées sur d'autres algues en tapis. Elle forme alors une couche supérieure et peut recouvrir plusieurs mètres carrés. Dans ces conditions, elle peut parfois proliférer. Il faut donc surveiller son extension éventuelle.

Espèces proches

A l'œil nu, les filaments plus épais de la base peuvent se confondre avec ceux d'autres algues rouges filamenteuses : *Gracilaria* (fiches 23, 24, 25), *Solieria* (fiche 32), *Ceramium virgatum* (fiche 19) et *Centroceras* (fiche 18).

Avec les filaments fins, elle peut également être confondue avec *Chondria capillaris* (fiche 20), *Spyridia filamentosa* (fiche 33) ou d'autres *Polysiphonia*, par exemple *Polysiphonia sertularioides*, qui a également quatre cellules péricentrales mais dont la taille adulte est plus petite. Les filaments de cette dernière sont plus fins (diamètre inférieur ou égal à 100 µm) avec des articles plus longs et sans cortex.



Photo 5. *Polysiphonia* sans les filaments fins



Photo 6.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Rhodomelaceae



Salses-Leucate
Thau



Photo 1.

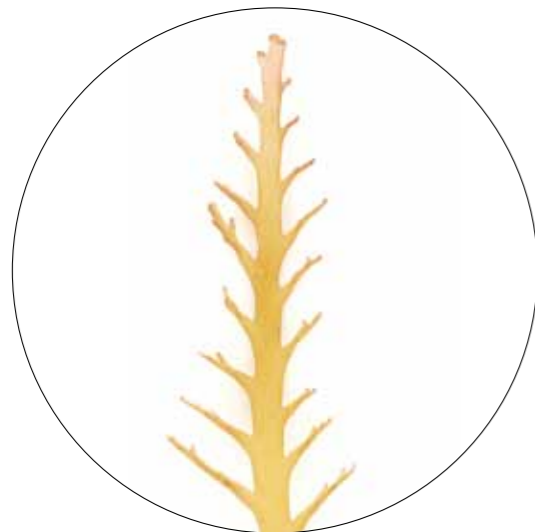


Photo 2. Extrémités
des rameaux recourbées

Morphologie

Le thalle est formé d'un axe aplati portant des rameaux alternant d'un côté et de l'autre (photo 1). Ces rameaux s'allongent en s'éloignant du sommet (apex) de l'axe principal (croissance apicale). Souvent, les rameaux détruits ou abîmés repoussent mais ils sont alors plus courts. Les extrémités de l'axe et des rameaux sont légèrement recourbées, formant de petits crochets terminaux (photo 2). En général, les axes mesurent une dizaine de centimètres de longueur et 2 à 3 mm d'épaisseur. La couleur, rouge-bordeaux chez les individus vivant sur des fonds supérieurs à 3 m ou peu éclairés, devient jaune quand le thalle est bien exposé à la lumière (photos 3 et 4). Certains individus peuvent être de couleur orange vif.

Examen rapproché

L'examen rapproché n'est pas nécessaire. L'algue est reconnaissable à l'œil nu.

Biologie et caractéristiques

Les individus fixés peuvent porter des petites taches sombres : ce sont les cystocarpes visibles à l'œil nu. Dans les lagunes, l'espèce est souvent accrochée aux autres algues posées sur les fonds (en particulier sur les tapis d'*Halopitys incurva*), sans former de grandes populations (photo 4). Il faut s'en approcher pour la distinguer.

Milieu

Cette espèce marine se rencontre toute l'année.

Espèces proches

Osmundea pinnatifida (anciennement *Laurencia pinnatifida*), qui a les mêmes dimensions et qui présente aussi un axe aplati, mais qui est plus fragile et laisse échapper une forte odeur d'iode poivré quand on la déchire.



Photo 3.



Photo 4.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Gigartinales, (F) Solieriaceae



Thau
Ingril Nord
Pierre Blanche
Vic

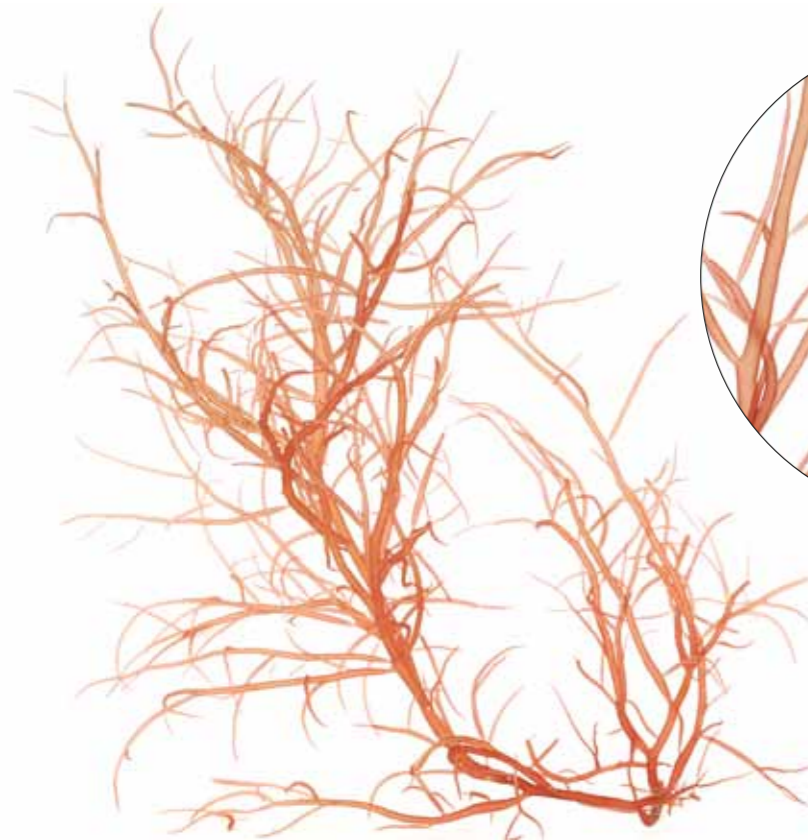


Photo 1.



Photo 2.
Rameaux amincis à la base

Morphologie

Le thalle se présente sous la forme de filaments cylindriques ramifiés d'aspect plus flexible que celui des gracilaires (photo 1). La longueur des filaments peut atteindre 25 cm ; le diamètre varie de 0,5 à 2 mm. Les rameaux sont amincis à la base et au sommet, ce qui peut aider à l'identification (photo 2). La couleur varie du marron au jaune-vert en fonction de l'exposition à la lumière (photos 4 et 5).



Coupe transversale

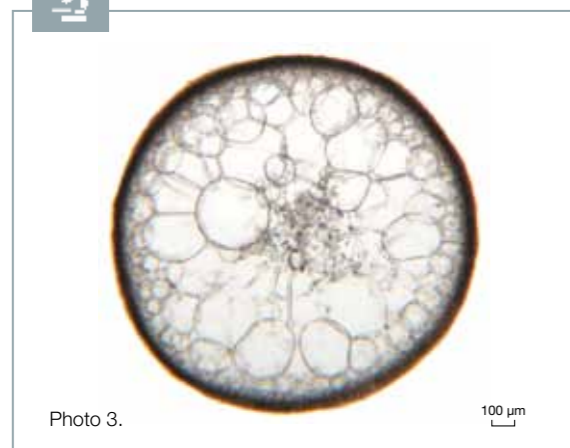


Photo 3.

100 µm

Examen microscopique

Une coupe transversale du filament est nécessaire pour distinguer *Solieria chordalis* des espèces morphologiquement comparables. De l'extérieur vers l'intérieur, on observe une couronne de petites cellules corticales colorées par les plastes, puis des cellules parenchymateuses incolores plus grosses et au centre, un tube creux contenant des filaments enchevêtrés (photo 3).

Biologie et caractéristiques

La cellule qui donne naissance à la plante germe toujours sur un support solide (rocher, rail, cordage, débris divers) ou sur une autre algue. Cette algue est présente sous forme de touffes isolées sur le sédiment ou au sein des autres végétaux, en particulier sur les tapis d'algues posées sur le fond (photo 5).



Photo 4. Vue rapprochée

Milieu

Cette espèce est présente toute l'année, de la surface à 6 m de profondeur. Cette algue n'a pas encore présenté de caractère envahissant mais l'apparition éventuelle de populations recouvrant plusieurs mètres carrés est à surveiller.

Espèces proches

Gracilaria gracilis (fiche 25), *Gracilaria dura* (fiche 24), *Alsidium corallinum* (fiche 17), *Chondracantus acicularis*, base de *Polysiphonia elongata* (fiche 30).

Solieria chordalis se distingue, sur une coupe transversale, par la présence de filaments dans le creux central, ce qui n'existe pas chez les autres espèces ayant des axes cylindriques.

Chez *Grateloupia filicina* (fiche 26), le creux central de la coupe est aussi rempli de filaments mais l'axe étant aplati, la coupe est elliptique allongée, tandis qu'elle est circulaire chez *Solieria chordalis*.



Photo 5.



Classification : (P) Rhodophyta, (C) Florideophyceae,
(SC) Rhodymeniophycidae, (O) Ceramiales, (F) Spyridiaceae



Salses-Leucate
Thau

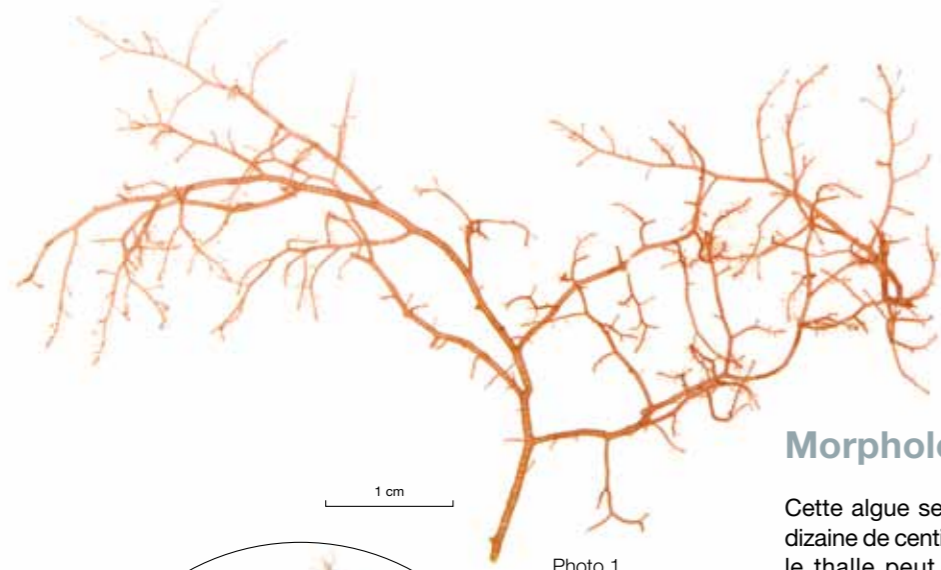


Photo 1.



Photo 2. Rameaux

Morphologie

Cette algue se présente sous forme de touffe d'une dizaine de centimètres (photo 1). De couleur rouge clair, le thalle peut prendre une couleur rouille ou bien s'éclaircir et devenir jaune pâle. Elle est formée de filaments cylindriques foncés de 80 à 250 µm de diamètre. La ramification est alterne irrégulière. Les filaments portent des rameaux translucides plus fins. Cela donne, dans l'eau, un aspect de feutrage clair (photo 5).

Examen microscopique

Les filaments foncés sont constitués d'une succession régulière d'articles identiques (photo 3). Chaque article se compose d'une grosse cellule centrale (non visible sur la photo) entourée de cellules allongées. A la jonction entre deux cellules centrales se trouve une couronne de cellules plus petites. Au microscope, les rameaux translucides sont constitués de zones claires séparées par une courte zone sombre formée de cellules corticales (comme chez certaines espèces de *Ceramium*) (photo 4).

 Vues à plat au microscope

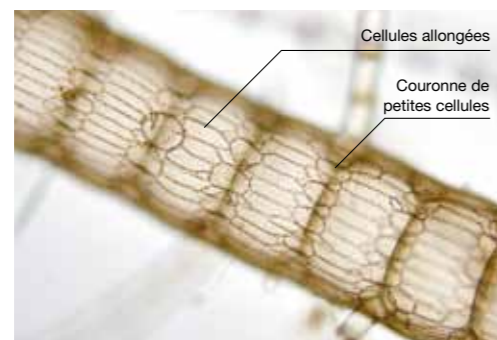


Photo 3.

100 µm

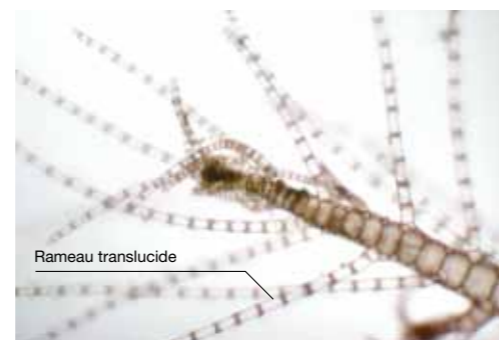


Photo 4.

200 µm

Biologie et caractéristiques

Le cycle de reproduction est trigénétiq, mais les organes reproducteurs sont rarement observés. C'est une espèce très polymorphe dont l'aspect varie beaucoup en fonction du milieu.

Milieu

Présente de façon occasionnelle en touffes isolées, dans les lagunes ou en mer, elle est posée sur le fond ou sur d'autres algues. De grandes populations de cette espèce n'ont jamais été observées dans les lagunes du Languedoc-Roussillon. *Spyridia filamentosa* est présente dans presque toutes les mers du globe.

Espèces proches

Chondria capillaris (fiche 20), mais *Spyridia filamentosa* est souvent plus claire en raison de ses filaments translucides.

Polysiphonia elongata (fiche 30), dont l'aspect et la couleur peuvent être similaires.

L'examen microscopique est donc nécessaire pour reconnaître *Spyridia filamentosa*.



Photo 5.



Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Spacelariales, (F) Sphacelariaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Ayrolle
Thau
Prévost
Médard

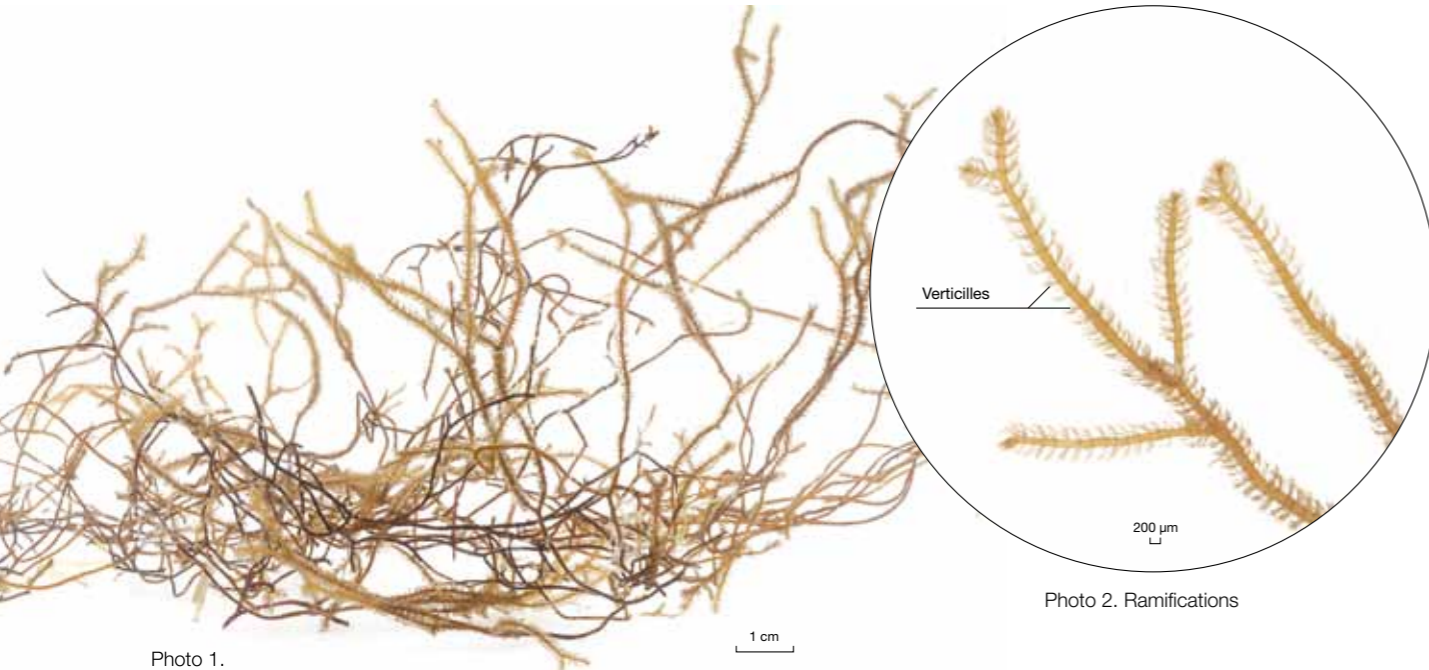


Photo 1.

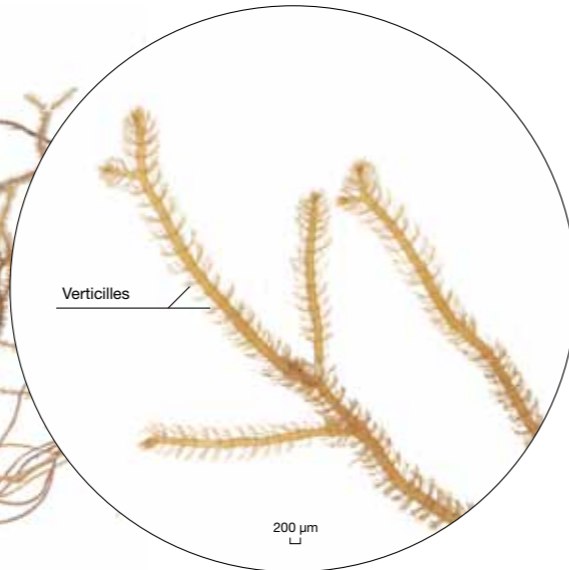


Photo 2. Ramifications

Morphologie

Cette espèce forme une touffe de filaments ramifiés de façon irrégulièrement dichotomique. Les filaments mesurent de 10 à 20 cm de long et de 0,2 à 0,5 mm de diamètre. Ils portent des verticilles (couronnes de rameaux courts à croissance limitée) régulièrement espacés, leur donnant un aspect poilu caractéristique (photo 2). La couleur d'ensemble est marron-jaune. Toutefois, les filaments les plus anciens qui ont perdu les verticilles sont presque noirs (photo 1).

Examen microscopique

Cet examen permet d'observer la grosse cellule apicale au sommet des filaments. On voit également que l'axe principal et les rameaux courts sont des axes formés d'articles pluricellulaires (photo 3).

Vue à plat au microscope

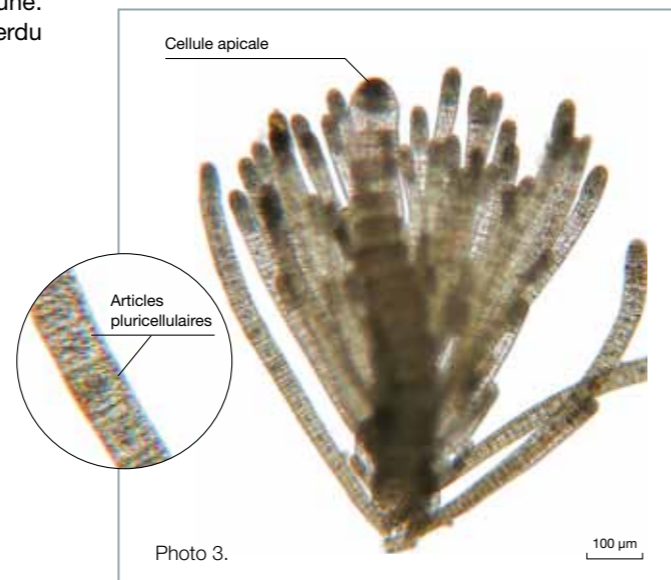


Photo 3.

Biologie et caractéristiques

Le cycle de reproduction est digénétique. Cette espèce est toujours fixée sur un substrat solide (photo 4). Sur les axes âgés, les rameaux courts disparaissent en hiver, d'abord à partir de la base puis vers le sommet des filaments, ce qui change totalement l'aspect de l'algue.

Espèces proches

On ne peut pas confondre cette algue avec d'autres espèces. La reconnaissance peut toutefois être difficile quand il ne reste que la base dépourvue de rameaux courts ; l'algue n'a plus son aspect poilu et peut alors être confondue avec les filaments de la base de *Polysiphonia elongata* (fiche 30). Dans ce cas, une observation au microscope est nécessaire.

Milieu

Cette algue est présente occasionnellement en lagune comme en mer, souvent dans les cuvettes d'eau peu profonde. Elle supporte des variations de salinité. Sa présence indique une bonne qualité du milieu.



Photo 4

Colpomenia sinuosa (Mertens ex Roth) Derbes et Solier, 1851

Colpomenia peregrina Sauvageau, 1927



* Uniquement pour
Colpomenia peregrina

Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae,
(O) Scytosiphonales, (F) Scytosiphonaceae



Thau

35



1 cm

Photo 1.



Photo 2.

Morphologie

Le thalle globuleux, plus ou moins boursoufflé, est composé d'une enveloppe remplie de gaz. Il peut atteindre 10 cm voire 20 cm de diamètre (photo 1). Les deux espèces *Colpomenia sinuosa* et *Colpomenia peregrina* se ressemblent beaucoup et ont la même couleur jaune-marron, mais l'enveloppe du thalle de *Colpomenia peregrina* est plus mince.

Examen microscopique

L'observation au microscope n'est pas nécessaire à l'identification du genre *Colpomenia* mais permet de distinguer les deux espèces : l'épaisseur des tissus de *Colpomenia sinuosa* varie de 420 à 560 µm tandis que l'épaisseur des tissus de *Colpomenia peregrina* varie entre 140 et 280 µm. Dans les deux cas, l'enveloppe est composée de plusieurs couches de cellules.

Biologie et caractéristiques

Le cycle présente une alternance de générations de morphologies différentes, alternant des stades filamenteux (sporophytes) et des stades en boule (gamétophytes). C'est un cycle digénétique hétéromorphe. On ne distingue l'algue qu'à partir du moment où elle forme une petite boule jaune de 1 mm de diamètre (photo 2). La plante est fixée sur une algue ou un substrat dur (photos 3 et 4), puis la boule grossit tout en restant accrochée. Les thalles grandissent jusqu'à ce que l'enveloppe se déchire.

Etant remplie de gaz, cette algue peut emporter vers la surface le substrat auquel elle est fixée. Par exemple, quand l'algue se fixe sur une huître, elle peut l'arracher de son support.

Milieu

Colpomenia peregrina a été introduite dans l'étang de Thau en 1957, en provenance de l'océan Indien et du Pacifique. Lors de son introduction, elle a proliféré rapidement et s'est fixée sur les huîtres d'élevage, provoquant de nombreux dégâts en arrachant les coquillages. Actuellement, elle a une place discrète parmi les autres macroalgues. *Colpomenia sinuosa* est connue depuis toujours en Méditerranée.

Espèces proches

Hydroclathrus clathratus dont les thalles, qui forment aussi des vésicules plus ou moins lobées, présentent des perforations réticulées* visibles à l'œil nu.

Leathesia difformis (jamais rencontrée dans nos lagunes), qui a des parois plus épaisses et gélatineuses.



Photo 3.



Photo 4. *Colpomenia* au sein d'une mosaïque d'espèces



Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Cutlériales, (F) Cutleriaceae



Thau



Photo 2.

1 cm

Photo 1.

Morphologie

Le thalle est formé de rubans ramifiés et emmêlés, formant des touffes pouvant atteindre plusieurs dizaines de centimètres (photo 1). Ces rubans, de 10 à 30 cm de long, sont plus larges à la base (2 à 3 mm) qu'au sommet (< 1 mm) (photo 2). Les ramifications dichotomiques font ressembler cette algue au genre *Dictyota*. La couleur est jaune-marron ou paille foncé. Les sommets des axes sont formés de poils parfois visibles à l'œil nu.

Examen microscopique

L'observation au microscope permet de vérifier la présence de poils terminaux et de voir qu'ils sont pluricellulaires (photo 3).



Vue à plat au microscope



Photo 3.

100 µm

Biologie et caractéristiques

Le cycle de reproduction est digénétique hétéromorphe. Les plantes rubanées sont les gamétophytes haploïdes qui produisent les gamètes par mitose au niveau des poils terminaux. Après fécondation, le zygote formé dans l'eau germe sur un substrat solide sous forme d'une petite lame de 2 à 5 cm de long : c'est un sporophyte diploïde. Cette lame, morphologiquement différente du gamétophyte, forme par méiose des spores haploïdes, lesquelles germent en gamétophytes.

On trouve parfois ces lames de sporophytes connues sous le nom d'*Aglaozonia* au milieu de filaments d'autres algues. Elles ont été identifiées, dans un premier temps, comme appartenant à un genre différent avant qu'on ne découvre qu'elles font partie du cycle de *Cutleria*.



Photo 4.

Milieu

C'est une algue marine qui vit fixée sur les rochers en mer ouverte et que l'on retrouve dans les lagunes où son aspect est un peu différent : les rubans sont plus fins, plus grêles et plus longs qu'en mer (photo 5). Cette espèce peut se détacher et former des populations non fixées sur le fond. Elle peut devenir envahissante et recouvrir de grandes surfaces dans les étangs (photo 4). Ces proliférations ne sont pas pérennes : après plusieurs semaines, les thalles deviennent plus rares et disparaissent.

Il faut toutefois surveiller sa prolifération éventuelle.

Espèces proches

Dictyota spiralis (fiche 38), dont les rubans sont aussi fins et emmêlés que ceux de *Cutleria multifida*. Elle se distingue au microscope par sa cellule apicale.

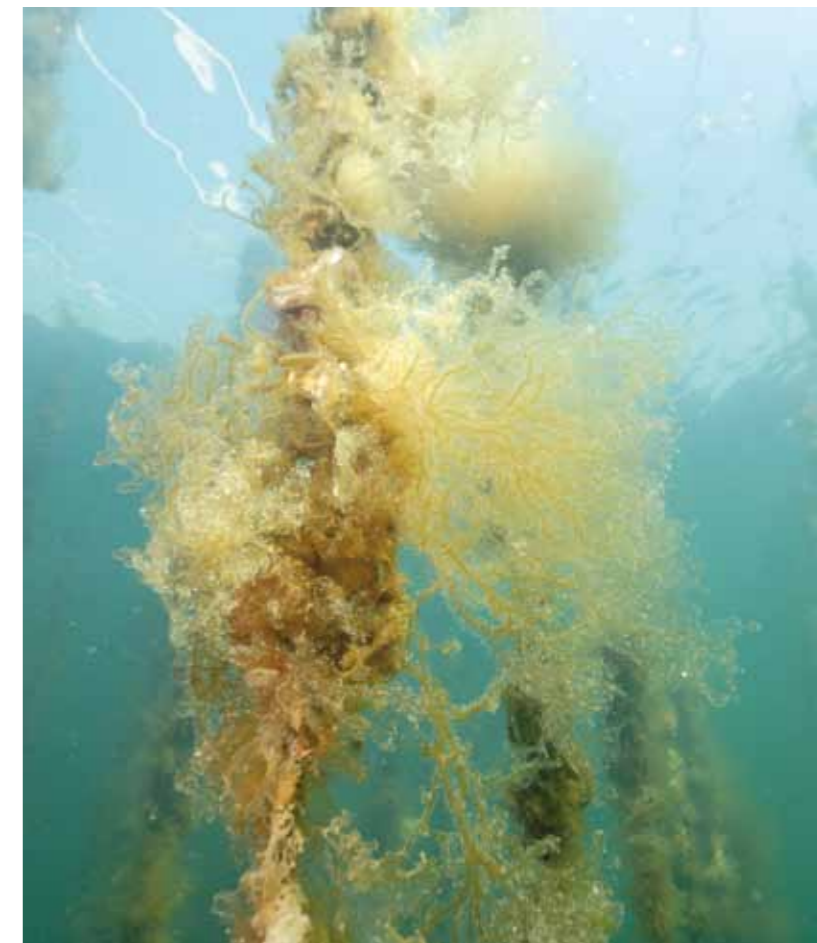


Photo 5.



Cystoseire

Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Fucales, (F) Sargassaceae



Salses-Leucate
Ayrolle
Gruissan
Thau
Ingril Sud

37



Photo 1.

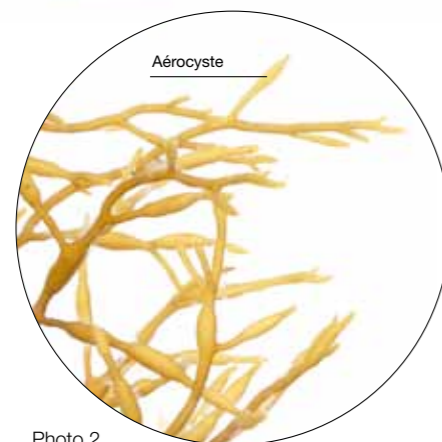


Photo 2.

Morphologie

Le rameau principal, dont la base est fixée sur le rocher, est court (1 à 10 cm) et épais (diamètre de 2 à 5 mm). Il porte de longs filaments (jusqu'à 80 cm) flexibles (photo 1). Ces filaments sont des rameaux cylindriques (diamètre de 1 à 2 mm) ramifiés portant de courts épaississements remplis d'air servant de flotteur : les aérocystes (photos 2 et 5). Les plantes sont de couleur jaune-marron clair.

Examen microscopique

Une coupe transversale n'est nécessaire que pour reconnaître des plantes abimées. Sur la coupe, on distingue un cylindre central plus foncé entouré de cellules plus grosses et plus claires, limitées à l'extérieur par un épiderme foncé (photo 3). Les petites cellules de l'épiderme ont une paroi externe épaisse (cuticule) isolant l'intérieur du filament de l'eau qui l'entoure. Des invaginations (cryptes pilifères) pourvues de poils absorbants sont réparties sur le filament pour assurer les échanges avec l'eau de mer.

Coupe transversale

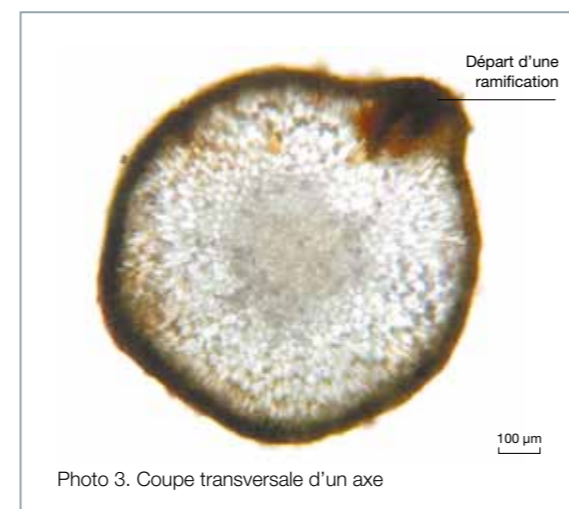


Photo 3. Coupe transversale d'un axe

Biologie et caractéristiques

La plante forme des cellules reproductrices en toute saison. Les filaments fertiles se reconnaissent à leurs extrémités effilées, boursoufflées et plus foncées (photo 4). L'algue est toujours fixée et dressée grâce à ses flotteurs. Le rameau principal est pérenne. Il vit plusieurs années en s'épaississant, tandis que les filaments secondaires sont renouvelés régulièrement. Ces filaments secondaires détachés peuvent subsister en une forme libre et stérile qui a été décrite sous le nom de *Cystoseira repens*.

Milieu

Cette espèce se développe sur des fonds rocheux dans les eaux marines de bonne qualité et peu agitées. Dans les lagunes, elle est toujours fixée sur des rochers ou des supports divers. Généralement, plusieurs individus vivent à proximité les uns des autres, sans toutefois devenir proliférants (photo 6).

C'est une espèce à protéger.

Espèces proches

Sargassum muticum (fiche 41), qui se distingue par des rameaux aplatis (en forme de feuille) et par des flotteurs globuleux à l'extrémité de rameaux courts.

Cystoseira fimbriata, avec des axes secondaires légèrement aplatis et des ramifications dans un plan.



Photo 5.



Photo 4. Extrémités fertiles



Photo 6.



Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Dictyotales, (F) Dictyotaceae



Thau



1 cm

Photo 1.

Morphologie

Le thalle, de couleur jaune-marron, est formé de rubans ramifiés de façon dichotomique (photo 1). A un stade avancé de la croissance, l'ensemble des rubans forme une touffe plus ou moins sphérique (photo 4). En général, les touffes font une dizaine de centimètres de diamètre mais peuvent atteindre une vingtaine de centimètres en milieu calme. Le ruban, peu épais, mesure plusieurs millimètres de large (2 à 10 mm). Les extrémités sont arrondies et souvent bifides.

Dans l'eau, l'irisation de la lumière du soleil par le contenu des cellules lui donne une couleur bleu-vert (photos 3 et 4). Cette irisation disparaît dès que l'on sort l'algue de l'eau.

Examen microscopique

Le microscope permet de voir que l'extrémité de chaque ruban est une cellule apicale en forme de dôme (photo 2). La division transversale de cette cellule engendre la croissance en longueur et la division longitudinale engendre la ramification dichotomique. Une coupe transversale montre une couche de cellules centrales entourées de chaque côté d'une couche de petites cellules corticales.

Vue à plat au microscope

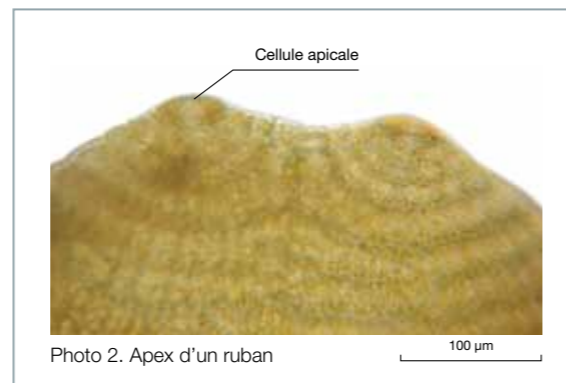


Photo 2. Apex d'un ruban

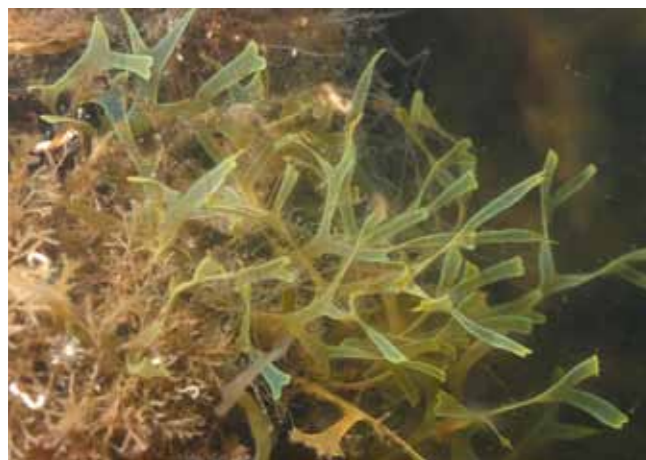


Photo 3.

Biologie et caractéristiques

L'espèce a un cycle digénétique isomorphe. Les deux types de plantes (sporophytes et gamétophytes) ont donc la même morphologie. Parfois, de petites taches sombres sont observées, régulièrement disposées sur le ruban : ce sont les organes reproducteurs.

Milieu

C'est une algue marine que l'on trouve aussi dans les zones où la salinité reste proche de celle de la mer. Elle est fixée sur des algues ou des substrats durs (rochers, rails, pieux, pochons...) (photos 3 et 4).

Espèces proches

Dictyota spiralis (fiche 39), dont les filaments sont plus fins.

Dictyota fasciola (anciennement *Dilophus fasciola*), dont la coupe montre plusieurs couches de cellules centrales.

En mer, on trouve d'autres espèces d'algues en ruban dichotome (rochers de Sète, du Cap d'Agde, de La Franqui) : *Taonia atomaria*, qui possède des stries concentriques et *Dictyopteris membranacea*, dont les rubans ont une nervure centrale.



Photo 4.



Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Dictyotales, (F) Dictyotaceae



Salses-Leucate
Thau
Ingril Sud



Photo 1.

Morphologie

Le thalle, de couleur jaune à marron clair, est formé d'un fin ruban ramifié de façon dichotomique (photo 1). Le ruban peut mesurer plusieurs dizaines de centimètres de long. Il reste fin, environ 0,5 mm, mais peut atteindre 1 mm de large. Les extrémités sont pointues et souvent bifides (photo 2). L'irisation du thalle dans l'eau est moins spectaculaire que celle de *Dictyota dichotoma* (photo 3). Au cours de la croissance, le thalle a tendance à s'aplatir sur le fond plutôt que de se dresser en touffe dans l'eau (photo 4).



Photo 3.

Examen microscopique

Comme pour *Dictyota dichotoma*, l'observation au microscope permet de voir que l'extrémité de chaque ruban est une cellule apicale en forme de dôme (photo 2). La division transversale de cette cellule provoque la croissance en longueur et la division longitudinale engendre la ramification dichotomique. Une coupe transversale, non nécessaire à la détermination, montre une couche de cellules centrales entourées de chaque côté d'une couche de petites cellules corticales.



Vue à plat au microscope

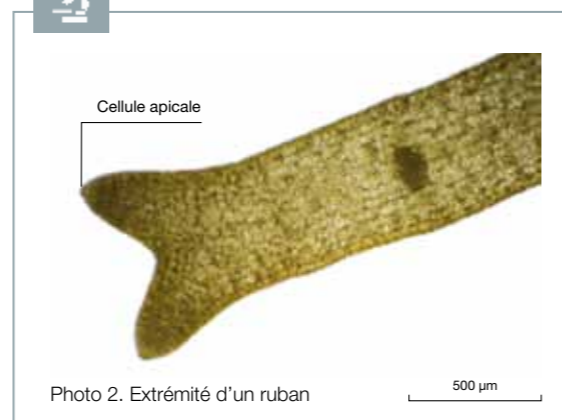


Photo 2. Extrémité d'un ruban

Biologie et caractéristiques

L'espèce a un cycle digénétique isomorphe. Les deux types de plantes (sporophytes et gamétophytes) ont donc la même morphologie. On observe parfois de petites taches sombres régulièrement disposées sur le ruban ; ce sont des organes reproducteurs.



Photo 4.

Milieu

C'est une algue marine que l'on trouve aussi dans les zones où la salinité reste proche de celle de la mer. Elle est accrochée sur des algues, sur le fond et en touffe sur divers supports (photo 5).

Espèces proches

Cutleria multifida (fiche 36), formée d'un enchevêtrement de rubans comme *Dictyota spiralis*. Seul l'examen des extrémités au microscope permet de les reconnaître.

Dictyota dichotoma (fiche 38) et *Dictyota fasciola*, mais leurs rubans sont plus larges.



Photo 5.



Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Ectocarpales, (F) Ectocarpaceae



Bages-Sigean
Thau
Pierre Blanche
Vic

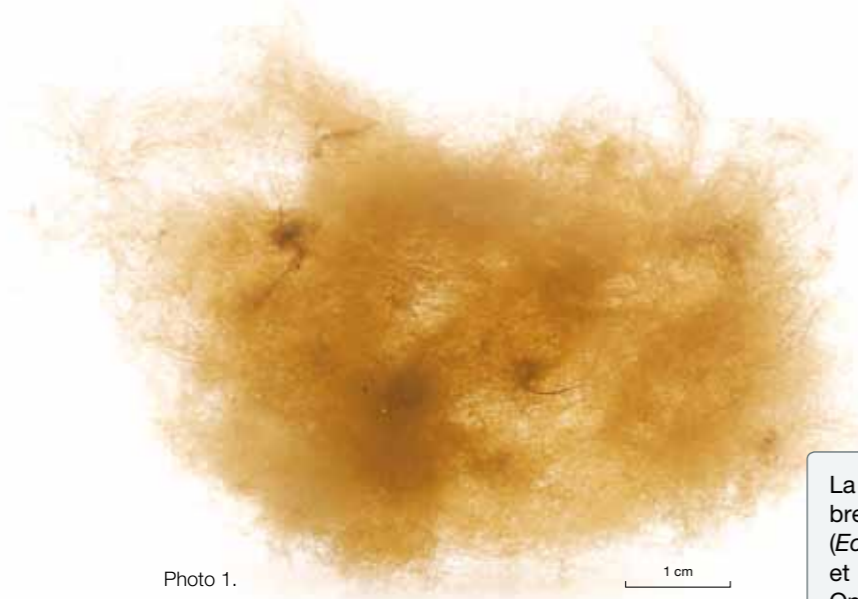


Photo 1.

1 cm

La famille des *Ectocarpaceae* comprend de nombreuses espèces réparties en plusieurs genres (*Ectocarpus*, *Feldmannia*, *Hincksia*, *Pylaliella*, etc.) et dont la morphologie générale est identique. On les distingue uniquement au microscope par la forme des plastes et celle des organes reproducteurs.



Vues à plat au microscope

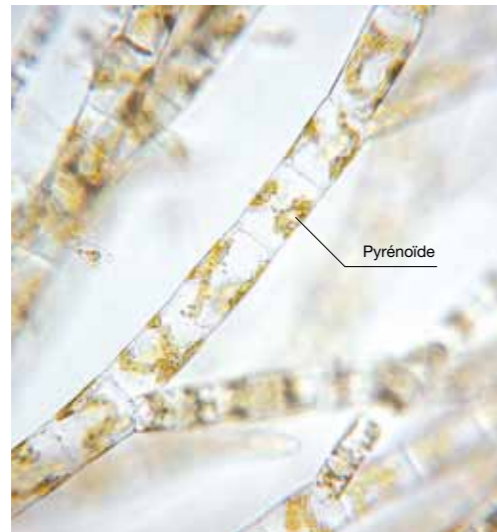


Photo 2. Filament

50 µm



Photo 3. Sporocystes

50 µm

Morphologie

Les espèces de la famille des *Ectocarpaceae* se présentent sous la forme d'un feutrage de filaments ramifiés très fins (10 µm à 100 µm) de couleur jaunemarron (photo 1). Elles peuvent recouvrir des surfaces de plusieurs mètres carrés.

Examen microscopique

Chaque filament est formé d'une file de cellules cylindriques toutes semblables contenant des chloroplastes de couleur jaune (phéoplastes) répartis contre la paroi du cylindre, et montrant de petites boules réfringentes (pyrénoïdes) (photo 2). Les espèces du genre *Ectocarpus* ont des plastes discoïdes et des sporocystes* terminaux. Les espèces du genre *Pylaliella* ont des plastes discoïdes et des sporocystes intercalaires. Les espèces du genre *Hincksia* (anciennement *Giffordia*) ont des plastes allongés. Parfois, des organes reproducteurs (sporocystes ou gamétocystes) sont visibles sous forme de boursofflures des extrémités de rameaux avec plusieurs couches de cellules plus petites et plus sombres (photo 3), ou sous forme d'une courte ramification terminée par une boule pluricellulaire. La croissance des filaments est intercalaire : on peut observer dans le filament des cellules plus courtes qui viennent de se diviser et sont en cours de croissance.

Biologie et caractéristiques

Les espèces de cette famille ont un cycle digénétique isomorphe qui présente donc une alternance de plantes haploïdes formant des gamètes par mitose et de plantes diploïdes formant des spores par méiose. Les deux types de plantes, gamétophytes ou sporophytes, ont la même morphologie. La croissance de ces algues est rapide. Leurs populations restent présentes quelques jours ou quelques semaines puis disparaissent.

Milieu

Ce sont des algues marines que l'on trouve dans les lagunes où elles apparaissent saisonnièrement et peuvent occuper des surfaces importantes. Sur les fonds, elles recouvrent les tapis d'algues (photo 4) parfois sur plusieurs dizaines de mètres carrés et peuvent proliférer. On les trouve aussi fixées sur les substrats durs (photo 5).

Espèces proches

Elles peuvent être confondues avec des filaments de diatomées qui ont le même aspect extérieur mais dont les cellules ne sont liées entre elles que par un mucilage* qui se désagrège entre les doigts (les filaments d'*Ectocarpaceae* peuvent également être mélangés avec des filaments de diatomées). Un examen au microscope est nécessaire pour les distinguer.



Photo 4.



Photo 5.



Sargasse

Classification : (P) Heterokontophyta, (C) Phaeophyceae, (O) Fucales, (F) Sargassaceae



Salses-Leucate
Bages-Sigean
Thau
Ingril Nord



Photo 1. 1 cm



Photo 2.

Morphologie

Le thalle est obligatoirement fixé sur un substrat solide par un disque de 1 à 3 cm de diamètre d'où s'élève un axe principal pérennant de 2 à 5 cm de long. De cet axe se ramifient des rameaux secondaires cylindriques de 1 à 2 mm de diamètre dont la longueur peut atteindre plusieurs mètres (photo 1). Ces rameaux secondaires portent, à leur tour, d'autres rameaux : certains, situés près de la base, sont aplatis et forment des sortes de "feuilles" de quelques centimètres de long (photo 3) ; d'autres restent cylindriques et s'allongent avec la croissance (photo 2). Tous les rameaux portent de courts axes (2 à 4 mm) terminés chacun par une petite boule qui se remplit d'air (aérocyste) et qui sert au maintien vertical de l'algue dans l'eau (photos 3 et 4).



Photo 3. Rameaux aplatis



Photo 4.

Examen microscopique

L'examen microscopique n'est pas nécessaire, l'espèce se reconnaît facilement à l'œil nu.

Biologie et caractéristiques

Les rameaux secondaires sont caducs. Ils commencent à pousser en septembre-octobre et tombent lorsque la température de l'eau augmente, en juin ou juillet. Il ne reste alors des sargasses que les axes pérennants, solidement fixés sur leur substrat, et qui reformeront des rameaux secondaires après l'été (photo 6).

A maturité, les extrémités des rameaux grossissent légèrement pour former des réceptacles visibles à l'œil nu (photo 5). A l'intérieur des réceptacles, les gamètes mâles et femelles se forment par méiose. L'espèce a un cycle monogénétique diploïde, comme le genre *Cystoseira*, avec une particularité qui n'existe que pour les individus introduits, l'autofécondation : la fécondation a lieu à l'intérieur du réceptacle entre les gamètes mâles et femelles du même individu. Le zygote commence à se diviser à l'intérieur du réceptacle. Ce sont donc des plantules qui sont émises, au lieu de gamètes, d'où une plus grande capacité à coloniser les substrats solides (rochers, pieux, rails, coques, etc.). En revanche, cette autofécondation limite le brassage génétique.

A noter que les alginates que contient la sargasse ne sont pas exploitables par l'industrie alimentaire du fait de leur coloration trop prononcée.

C'est une algue marine originaire du Japon que l'on a retrouvé sur la côte Pacifique du Canada en 1944 puis qui a suivi la côte vers le sud jusqu'à la baie de San Francisco en 1973. Elle est apparue la même année dans l'Atlantique Nord, sur les côtes sud de l'Angleterre, puis en France dans les régions ostréicoles et en Méditerranée, tout d'abord dans la lagune de Thau puis dans d'autres lagunes.

Milieu

C'est une algue qui pousse dans les milieux tempérés et un peu froids, dans des zones abritées du grand large (baies ou lagunes).

Le caractère envahissant de la sargasse nécessite que l'on surveille les proliférations éventuelles.

Espèces proches

Cystoseira barbata lui ressemble beaucoup mais ses aérocystes sont un épaississement des rameaux alors que pour la sargasse, les aérocystes sont portés par un pédoncule. *Cystoseira barbata* n'a pas de rameaux "feuillus" et sa taille maximale est plus petite.



Photo 5. Extrémités fertiles

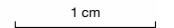


Photo 6. Repousse des rameaux



Photo 7.



ANNEXES





LEXIQUE

Apical

Adjectif qualifiant l'extrémité d'un filament ou d'une lame (par opposition à basal).

Akène

Fruit sec dont la graine germe en déchirant la paroi du fruit.

Agarophyte

Espèce d'algue rouge exploitée pour sa production d'agar-agar.

Bassin versant

Le bassin versant d'une lagune est l'aire géographique à partir de laquelle toutes les eaux qui s'écoulent alimentent cette lagune.

Bifide

Qui se sépare en deux.

Carpospore

Spore diploïde formée par mitose à partir du carposporophyte.

Carposporophyte

Tissu diploïde issu de la multiplication sur place du zygote* chez les algues rouges.

Chlorophylle

Pigment coloré en vert dans les chloroplastes de végétaux.

Chloroplaste

Inclusion intracellulaire limitée par des membranes et contenant les pigments permettant la photosynthèse.

Conceptacle

Invagination dans le thalle des Fucales au sein de laquelle se différencient les gamétocystes.

Cortex

Une ou plusieurs couches de cellules, situées à la périphérie des axes et servant à la protection et aux échanges.

Corticale

Se dit d'une cellule située en périphérie du thalle.

Cortication

Ensemble des cellules corticales entourant un filament.

Cystocarpe

Organe contenant le carposporophyte* chez beaucoup d'algues rouges.

Cytoplasme

Liquide aqueux avec de nombreux organites, contenu dans les cellules et les filaments siphonnés.

Dichotomie

Ramification d'un axe en deux rameaux identiques.

Différenciation

Au cours de la germination et de la croissance d'une plante, évolution de cellules pour former un tissu morphologiquement différent des autres tissus et ayant une autre fonction (protection, photosynthèse, conduction, reproduction).

Diploïde

Se dit d'une cellule, d'un filament, d'un tissu, d'un thalle, dont chaque noyau possède un double jeu de chromosomes (2n).

Distale

Partie la plus éloignée de la base (contraire de proximale).

Diverticule

Prolongement latéral d'une cavité allongée.

Epiderme

Couche de cellules externe protégeant les tissus des phanérogames et de certaines macroalgues.

Epiphyte

Organisme animal ou végétal qui vit fixé sur un végétal.

Eucaryote

Organisme vivant dont la ou les cellules contiennent un vrai noyau avec chromosomes et membranes nucléaires (tous les organismes exceptés les Eubactéries et les Archées).

Gamète

Cellule sexuée haploïde destinée à fusionner avec un gamète antagoniste.

Gamétocyste

Cellule formant des gamètes chez les algues.

Gamétophyte

Plante haploïde qui forme des gamètes par mitose.

Haploïde

Se dit d'une cellule, d'un filament, d'un tissu, d'un thalle, dont les noyaux possèdent un seul jeu de chromosomes (n).

Indéhiscant

Qualifie un fruit dont la graine germe par déchirement de la paroi du fruit.

Lacinié

Irrégulièrement découpé en lanières.

Malaïgue ("Mauvaises eaux" en occitan)

Phénomène naturel survenant à l'issue de l'épuisement de l'oxygène puis de la diffusion de sulfures dans l'eau et entraînant la mortalité de nombreux organismes. La dégradation de la matière organique par des bactéries est la cause de la surconsommation d'oxygène.



Malaïgue, étang de Thau © H. Farrugio / Ifremer

Méiose

Division d'un noyau diploïde (2n) donnant quatre noyaux haploïdes (n).

Mitose

Division d'un noyau donnant deux noyaux identiques.

Mucilage

Liquide visqueux.

Nutriments

Substances minérales absorbées à l'état dissous par les végétaux pour assurer la photosynthèse.

Oligotrophe

Pauvre en nutriments.

Organite

Inclusion intracytoplasmique ayant une fonction déterminée dans la cellule.

Parenchymateux

En botanique, qualifie un tissu végétal non spécialisé (tissu de remplissage).

Phanérogame

Plante formée de racines, de tiges, de feuilles et produisant des fleurs et des fruits.

Photosynthèse

Processus biochimique permettant la transformation des nutriments minéraux en matière organique grâce à la présence d'eau, de CO₂ et d'énergie lumineuse.

Phycocolloïdes

Molécules extraites des algues ayant des propriétés épaississantes et gélifiantes.

Phycocyanine

Pigment bleu chez les *Cyanophyta* et les *Rhodophyta*.

Phycocérythrine

Pigment rouge chez les *Cyanophyta* et les *Rhodophyta*.

Plaste

Inclusion intracellulaire limitée par des membranes et contenant soit des substances de réserve, soit des pigments colorés.

Ramification pseudo-dichotomique

Le rameau latéral pousse presque autant que le rameau principal.

Ramule

Petit rameau.

Relargage

Processus de diffusion vers la colonne d'eau. Concerne notamment la diffusion des nutriments (azote, phosphore) piégés dans le sédiment. Il est accéléré pendant l'été du fait de l'augmentation de la température.

Réfringent

Qui concentre la lumière.

Réticulé

En réseau.

Rhizoïde

Filament s'enfonçant dans le sédiment pour fixer les algues poussant sur un substrat meuble (characées, caulerpacées).

Rhizome

Tige horizontale ou verticale de phanérogame à partir de laquelle poussent des racines et des feuilles.

Sac embryonnaire

Gamétophyte femelle inclus dans le pistil chez les phanérogames.

Siphonné

Adjectif qualifiant un élément contenant plusieurs noyaux et dépourvu de cloison transversale.

Spermaphyte

Plante à graines (équivalent de phanérogames).

Spore

Cellule qui germe directement (sans fusion).

Sporocyste

Cellule qui forme des spores.

Sporophyte

Plante diploïde (2n) qui produit par méiose des spores haploïdes (n) destinées à germer en gamétophytes haploïdes (n).

Taxonomie

Science qui a pour objet de décrire les organismes vivants et de les regrouper en entités appelées taxons (phylum, classe, ordre, famille, genre, espèce) afin de pouvoir les nommer et les classer.

Tétraspore

Spore haploïde (n) formée par méiose.

Tétrasporecyste

Sporocyste méiotique formant 4 spores.

Thalle

Un individu, au point de vue morphologique, chez les algues, les champignons et lichens.

Trichoblaste

Poil pluricellulaire ramifié, dépourvu de plastides et caduc, formé à l'apex en croissance de certaines algues rouges.

Trichogyne

Poil prolongeant le gamète femelle (avant la fécondation) sur lequel se fixe le gamète mâle chez les algues rouges.

Verticille

Ensemble de plusieurs ramifications issues d'un même nœud sur la tige.

Vivace

Qui peut vivre plusieurs années.

Zygote

Cellule ou noyau résultant de l'union de deux cellules ou deux noyaux antagonistes.

BIBLIOGRAPHIE

Alloncle N., Guillaumont L., Levêque L., 2005. Cartographie des herbiers de zostères. Fiches techniques et référentiels - Fiche REBENT FT14 (<http://www.rebent.org/>), 14 p.

Amada Filho G.M., Karez C.S., Andrade L.R., Yoneshigue-Valentind Y., Pfeiffer W.C., 1997. Effects on growth and accumulation of zinc in six seaweed species. *Ecotoxicology, Environment and Safety*, 37, pp. 223-228.

Andrade L.R., Farina M., Filho G.M.A., 2004. Effects of copper on *Enteromorpha flexuosa* (Chlorophyta) *in vitro*. *Ecotoxicology, Environment and Safety*, 58, pp. 117-125.

Bajjouk T., 2009. Soutien aux actions NATURA 2000 de la région Bretagne - Cahier des charges pour la cartographie d'habitats des sites Natura 2000 littoraux : Guide méthodologique. Réf. RST/IFREMER/DYNECO/AG/09-01/TB/NATURA2000, 107 p. + annexes.

Belsher T., Boudouresque C.F., Benmaiz N., Dubois A., Gerbal M., Lauret M., Riouall R., 1986. Conséquences de l'invasion de l'étang de Thau par des algues japonaises. Résultats scientifiques 1984-1985, contrat Secrétariat d'état à la mer - Ifremer (n° 83/7326), 19 p.

Boubonari T., Malea P., Kevrekidis T., 2008. The green seaweed *Ulva rigida* as a bioindicator of metals (Zn, Cu, Pb and Cd) in a low-salinity coastal environment. *Botanica Marina*, 51, pp. 472-484.

Boudouresque C-F. & Verlaque M., 2002. Assessing scale and impact of ship-transported alien macrophytes in the Mediterranean Sea. *In*: Briand F (ed). Alien marine organisms introduced by ships in the Mediterranean and Black seas. Workshop Monographs n°20. CIESM, Monaco, pp. 53-63.

Casagrande L. & Derolez V., 2007. Méthodes d'optimisation de la stratégie spatiale d'échantillonnage pour les suivis benthiques en lagunes dans le cadre de la DCE. Application à deux lagunes : Leucate et Thau. Mémoire de stage Master BGAE, spécialité : biostatistiques de l'université Montpellier II, 35 p.

Chmielewska E. & Medved J., 2001. Bioaccumulation of heavy metals by green algae *Cladophora glomerata* in a refinery sewage lagoon. *Croatia Chemica Acta* 74 (1), pp. 135-145.

Dalloyau S., Trut G., Plus M., Auby I., Emery E., 2009. Caractérisation de la qualité biologique des masses d'eau côtières : cartographie des herbiers de *Zostera noltii* et *Zostera marina* du Bassin d'Arcachon. Rapport RST/LER/AR/09-003, 52 p.

Delépine R., Boudouresque C.F., Frada-Orestano C., Noailles M. C., Asensi A., 1987. Algues et autres végétaux marins. Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche, Révision 1, Méditerranée et Mer Noire, Zone de pêche 37, volume I. Végétaux et invertébrés, pp. 1-136.

Ehrhold A., 2004. L'application du Sonar à Balayage Latéral (SBL) pour la cartographie des habitats marins en domaine subtidal (<http://www.rebent.org/>) Fiche FT09-FO02, 14 p.

ERMS : www.marbef.org/data/erms.php

Ganzin N., Bernard G., Simon B., 2004. Cartographie dynamique des herbiers de magnoliophytes marines - *In*: Apport des données du satellite SPOT5 aux études environnementales de la zone du delta du Rhône et de l'étang de Berre (Etude CNES/IFEN "Littoral Provençal"). IFRE PMSE - CEREGE - Europôle méditerranéen de l'Arbois - BP 80 - 13545 Aix en Provence Cedex 4.

Gargani C., 2005. Facteurs structurants des communautés macrophytobenthiques des lagunes du Languedoc-Roussillon. Master de Biologie, Géosciences, Agroressources, Environnement de l'Université des Sciences et Techniques du Languedoc, 16 p.

Gerbal M. & Verlaque M., 1995. Macrophytobenthos de substrat meuble de l'étang de Thau (France, Méditerranée) et facteurs environnementaux associés. *Oceanologica Acta*, 18 (5), pp. 557-571.

Haritonidis S., Jager H.J., Schwantes H.O., 1983. Accumulation of cadmium, zinc, copper, and lead by marine macrophytes under culture conditions. *Angewandte Botanik* 57, pp. 311-330.

Haynes D., Ralph P., Prange J., Dennison B., 2000. The impact of the herbicide Diuron on photosynthesis in three species of tropical seagrass. *Marine Pollution Bulletin* 41 (7-12), pp. 288-293.

Ifremer, 2001 à 2011. Réseau de Suivi Lagunaire. Résultats des suivis annuels. <http://rsl.cepralmar.org/telecharger.html>.

Ifremer, Conservatoire des Espaces Littoraux et des Rivages Lacustres, Cépralmar, 2001. Guide méthodologique de gestion des lagunes méditerranéennes. 5 tomes.

Ifremer, CREOCEAN, Université Montpellier II. 2000. Rapport final de Mise à jour d'indicateurs du niveau d'eutrophisation des milieux lagunaires méditerranéens. Tomes 1 et 2. Rapport marché public n°90 9851, 412 p.

Ifremer, GIS Posidonie, région PACA, Université de Corse, ARPAL, ENEA, OLPA, Région Ligure, Université de Barcelone, PNUE, 2007. Rapports finaux INTERREG IIIB / Posidonia "Mise en cohérence, développement, harmonisation et validation de méthodes d'évaluation de la qualité du milieu littoral par le suivi de l'herbier de *Posidonia oceanica*", 101 p. (www.ifremer.fr/posidonial/).

Laugier T., 1998. Ecologie de deux phanérogames marines sympatriques *Zostera marina* L. et *Zostera noltii* Hornem dans l'étang de Thau (Hérault, France). Thèse de l'Université de Montpellier II, 162 p.

Lecointre G. et Le Guyader H., 2001. Classification phylogénétique du vivant, 3^{ème} édition, édition Belin, 560 p.

Lieutaud A., Ximenes M.C., Moulin T., 1992. Lagoon eutrophication assessment for rehabilitation purposes: nitrogen and phosphorus loading in different compartments. *In: Managing mediterranean wetlands and their birds. Proceeding of an IWRB International Symposium, Grado, Italy, February 1991. IWRB Special Publication n°20*, pp. 146-153.

Lurton X., 1998. Acoustique sous-marine - Présentation et applications. Editions Ifremer, 110 p.

Melville F. & Pulkownik A., 2007. Investigation of mangrove macroalgae as biomonitors of estuarine metal contamination. *Science of The Total environment*, 287 (1-3), pp. 301-309.

Mineur F., Johnson M.P., Maggs C.A., Stegenga H., 2007a. Hull fouling on commercial ships as a vector of macroalgal introduction. *Marine Biology* 151, pp. 1299-1307.

Mineur F., Belsher T., Johnson M.P., Maggs C.A., Verlaque M., 2007b. Experimental assessment of oyster transfers as a vector for macroalgal introductions. *Biological Conservation*, 137, pp. 237-247.

Mineur F. & Johnson M.P., 2008. Macroalgal introductions by hull fouling on recreational vessels : seaweed and sailors. *Environmental Management*, 42, pp. 667-676.

Monrouval J.-B. & Baudoin S., 2010. Plantes aquatiques de Camargue et de Crau. ONCFS, 124 p.

Noel C., Viala C., Lehn E., Jauffret C., 2005. Développement d'une méthode acoustique de detection des herbiers de Posidonies. Semantic-TS, Laboratoire STIC. Colloque : Sciences et technologies du futur - Un enjeu pour la Méditerranée, Marseille - 19-20 mai 2005.

Orfanidis S., Panayotidis P., Stamatis N., 2003. An insight to the ecological evaluation index (EEI). *Ecological Indicators* 3, pp. 27-33.

Oheix J., 2006. Enregistrement d'images vidéo géoréférencées par caméra remorquée dans les lagunes de Méditerranée - Expérimentations pilotes sur les étangs de Leucate (juin 2004), de Thau et d'Ingril (avril 2005). Rapport Ifremer, RST.DOP.LER/LERLR/06.01, 42 p.

Pergent-Martini C. & Pergent G., 2010. Propositions de lignes directrices pour la standardisation des méthodes de cartographie et de surveillance des magnoliophytes marines en Méditerranée. PNUE-PAM-CAR/ASP, Contrat N°72/2009, Tunis, pp. 1-66.

Phillips D. J., 1990. Use of macroalgae and invertebrates as monitors of metal levels in estuaries and coastal waters, pp. 81-99. *In: R. W. Furness and P. S. Rainbow (eds.), Heavy metals in the marine environment.* CRC Press, Boca Raton, Florida.

Projet MESH, 2008. Guide de cartographie des habitats marins. RST - DYNECO/AG/07-20/JP - Ifremer, Centre de Brest, 342 p.

Puente L., 2004. Inventaire et suivi des zones humides par télédétection - Application aux herbiers aquatiques de Camargue. Rapport de Master SILAT, 34 p.

Raven P.H., Evert R.F., Eichhorn S.E., 2007. Biologie végétale, 2^{ème} édition américaine. Edition de Boeck université, 840 p.

Réseau de Suivi Lagunaire, 2009. Ifremer et Cépralmar, Agence de l'Eau RM&C, Région Languedoc-Roussillon. Suivi des flux en azote et phosphore en sortie de station d'épuration et de l'impact de ces apports sur le milieu lagunaire récepteur. Note technique, 44 p.

Réseau de Suivi Lagunaire. Ifremer et Cépralmar, Agence de l'Eau RM&C, Région Languedoc-Roussillon. Guide sur l'eutrophisation en milieu lagunaire (à paraître).

Reviers B., 2003. Biologie et phylogénie des algues, Belin, tomes 1 (352 p.) et 2 (253 p.).

Rollet C., 2005. Les orthophotographies littorales. Fiche REBENT FT13FO01 (<http://www.rebent.org/documents/index.php>), 5 p.

Strömngren T., 1980. Combined effects of copper, zinc and mercury on the increase in length of *Ascophyllum nodosum*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 48, pp. 225-231.

Verlaque M., 2000. Thème 1 : Le compartiment "Macrophytes". Etang de Thau et de Salses-Leucate, actualisation de la flore et des macrophytes. Contrat Ifremer n° 98 3 581 186. PNEC "Lagunes Méditerranéennes", 65 p.

Verlaque M., 2001. Checklist of the macroalgae of Thau lagoon (Hérault, France), a hot spot of marine species introduction in Europe. *Oceanologica Acta*, 24 (1), pp. 29-49.

Widdows J., Pope N.D., Brinsley M.D., Asmus H., Asmus R.M., 2008. Effects of seagrass beds (*Zostera noltii* and *Z. marina*) on near-bed hydrodynamics and sediment resuspension. *Marine Ecology Progress Series*, 358, pp.125-136.

Références complémentaires :

Cesmat L., 2006. Etude des processus écophysologiques dans la dynamique de l'algue invasive *Valonia ægagropila* (C. Agardh), dans la lagune de Salses-Leucate. Thèse de Doctorat de l'Université de Montpellier II, Ecologie des Systèmes Aquatiques Continentaux, Biologie des Systèmes Intégrés-Agronomie-Environnement, 237 p.

Hamel G., 1931-1939. Chlorophycées des côtes françaises. 5 fascicules dans la Revue Algologique.

Lauret M., 1990. Les herbiers de zostères de l'étang de Thau : campagne 1990. Grande carte : campagne 1988 (le Lido) et campagne 1990 (des Onglous à Mèze). Rapport UM2/DRAE/CEPRALMAR, 11 p. + 6 cartes.

Plus M., 2001. Etude et modélisation des populations de macrophytes dans la lagune de Thau (Hérault, France). Thèse de doctorat de l'Université de Paris 6, spécialité "Océanologie biologique et environnement marin", 369 p.

Ribier J. & Godineau J.-C., 1984. Les algues : connaissance, utilisation, culture. Flammarion, La maison rustique, 280 p.

Soulié-Marsche I., 1998. *Lamprothamnium papulosum* (Charophyta), a biomarker for seasonal rainfall in northern Mauritania. *Paleoecology of Africa*, 25, pp. 65-76.

ANNEXE 1

DOMAINES POTENTIELS D'UTILISATION DES ESPÈCES DE MACROPHYTES PRÉSENTES DANS LES LAGUNES DU LANGUEDOC-ROUSSILLON (extrait de Delépine *et al.*, 1987)

GENRES ET ESPÈCES	DOMAINES D'UTILISATION									
	Alimentation humaine	Alimentation animale	Agriculture	Phycocolloïdes	Médecine et pharmacie	Source d'énergie	Epuration des eaux	Autres utilisations		
PHANEROGAMES MARINES	<i>Zostera marina</i>									
	<i>Zostera noltii</i>									
CHLOROPHYTES/ ULVOPHYCEES	<i>Acetabularia acetabulum</i>									
	<i>Chaetomorpha aerea</i>									
	<i>Chaetomorpha linum</i>									
	<i>Codium fragile</i>									
	<i>Enteromorpha linza</i>									
	<i>Ulva rigida</i>									
RHODOPHYTES	<i>Alsidium corallinum</i>									
	<i>Ceramium rubrum</i> *(<i>Ceramium virgatum</i>)									
	<i>Gelidium crinale</i>									
	<i>Gracilaria bursa-pastoris</i>									
	<i>Gracilaria dura</i>									
	<i>Gracilaria verrucosa</i> *(<i>Gracilaria gracilis</i>)									
	<i>Halopitys incurvus</i> *(<i>H. incurva</i>)									
	<i>Laurencia obtusa</i>									
	<i>Laurencia pinnatifida</i> *(<i>Osmundea pinnatifida</i>)									
	<i>Porphyra leucosticta</i>									
	<i>Porphyra linearis</i>									
	<i>Rytiphlaea tinctoria</i>									
	<i>Solieria chordalis</i>									
CHROMOPHYTES/ PHEOPHYCEES	<i>Cladostephus hirsutus</i> *(<i>Cladostephus spongiosus</i>)									
	<i>Cystoseira barbata</i>									
	<i>Dictyota dichotoma</i>									
	<i>Padina pavonica</i>									
	<i>Sargassum muticum</i>									
	<i>Undaria pinnatifida</i>									

* Actualisation des noms d'espèces

ANNEXE 2

LES MACROPHYTES RENCONTRÉS DANS LES LAGUNES DU LANGUEDOC-ROUSSILLON

Dans la colonne de droite figure la lettre R pour "référence", qualificatif désignant les espèces indicatrices de bonne qualité vis-à-vis de l'eutrophisation.

(I) Espèce introduite

PHANEROGAMES

<i>Potamogeton pectinatus</i>	
<i>Ruppia cirrhosa</i>	R
<i>Zostera marina</i>	R
<i>Zostera noltii</i>	R

CHAROPHYTES

<i>Lamprothamnium papulosum</i>	R
---------------------------------	---

ALGUES VERTES

<i>Acetabularia acetabulum</i>	R
<i>Bryopsis hypnoïdes</i>	R
<i>Bryopsis plumosa</i>	R
<i>Chaetomorpha aerea</i>	
<i>Chaetomorpha linum</i>	
<i>Cladophora battersii</i>	
<i>Cladophora glomerata</i>	
<i>Cladophora lehmanniana</i>	
<i>Cladophora pellucida</i>	
<i>Cladophora vadorum</i>	
<i>Cladophora vagabunda</i>	
<i>Codium fragile</i>	
<i>Monostroma grevillei</i>	
<i>Monostroma obscurum</i>	
<i>Rhizoclonium sp.</i>	
<i>Spirogyra riparium</i>	
<i>Ulva clathrata</i>	
<i>Ulva intestinalis</i>	
<i>Ulva lactuca</i>	
<i>Ulva linza</i>	
<i>Ulva rigida</i>	
<i>Ulva rotundata</i>	
<i>Ulva torta</i>	
<i>Valonia aegagropila</i>	R
<i>Valonia utricularis</i>	R

ALGUES ROUGES

<i>Agardhiella subulata</i> (I)	
<i>Alsidium corallinum</i>	
<i>Centroceras clavulatum</i>	R
<i>Ceramium ciliatum</i>	R
<i>Ceramium diaphanum</i>	R
<i>Ceramium virgatum</i> (ex <i>Ceramium rubrum</i>)	
<i>Ceramium tenerrimum</i>	R
<i>Chondracanthus acicularis</i>	R
<i>Chondria capillaris</i>	
<i>Chondria dasyphylla</i>	R
<i>Chondrus crispus</i> (I)	
<i>Chrysiomenia wrightii</i> (I)	
<i>Chylocladia verticillata</i>	R
<i>Dasya sessilis</i> (I)	
<i>Gelidium crinale</i>	R
<i>Gracilaria bursa-pastoris</i>	
<i>Gracilaria dura</i>	
<i>Gracilaria gracilis</i>	
<i>Grateloupia filicina</i>	
<i>Griffithsia corallinoides</i> (I)	
<i>Gymnogongrus griffithsiae</i>	R
<i>Halopitys incurva</i>	
<i>Hypnea valentiae</i> (I)	
<i>Laurencia microcladia</i>	R
<i>Laurencia obtusa</i>	R
<i>Lomentaria clavellosa</i>	R
<i>Lophosiphonia obscura</i>	
<i>Lophosiphonia reptabunda</i>	
<i>Osmundea pinnatifida</i>	R
<i>Polysiphonia denudata</i>	R
<i>Polysiphonia elongata</i>	
<i>Polysiphonia mottei</i>	R
<i>Polysiphonia opaca</i>	R
<i>Polysiphonia sertularioides</i>	R

<i>Pterosiphonia parasitica</i>	R
<i>Pterosiphonia pennata</i>	R
<i>Pterothamnion plumula</i>	R
<i>Radicilingua thyzanorisans</i>	
<i>Rytiphlaea tinctoria</i>	
<i>Solieria chordalis</i>	
<i>Spyridia filamentosa</i>	R

ALGUES BRUNES

<i>Chorda filum</i> (I)	
<i>Cladostephus spongiosus</i>	R
<i>Colpomenia sinuosa</i>	
<i>Colpomenia peregrina</i> (I)	
<i>Cutleria multifida</i>	
<i>Cystoseira barbata</i>	R
<i>Desmarestia viridis</i> (I)	
<i>Dictyota dichotoma</i>	R
<i>Dictyota spiralis</i>	R
<i>Ectocarpaceae</i>	
<i>Sargassum muticum</i> (I)	
<i>Scytosiphon lomentaria</i>	
<i>Sphaerotrichia divaricata</i>	
<i>Sphacelaria sp.</i>	
<i>Stictyosiphon adriaticus</i>	
<i>Vaucheria sp.</i>	

ANNEXE 3 MÉTHODES DE RÉCOLTE ET D'OBSERVATION

Récolte pour la réalisation du guide

Les récoltes d'algues pour l'illustration du guide ont été essentiellement réalisées dans l'étang de Thau, mais également dans les étangs d'Ingril, de Salses-Leucate et de l'Or. Une partie des récoltes a été effectuée à pied au niveau de zones d'enrochements ou autres substrats durs mais la majorité des prélèvements a été réalisée en plongée. L'échantillon a été photographié puis récolté dans un filet numéroté, en notant le numéro du filet et celui de la photo correspondante, pour permettre une bonne correspondance entre la prise de vue et la détermination de l'espèce.

Conservation des échantillons

En surface, les algues sont placées en flacons (numérotés) remplis d'eau de mer. A l'arrivée au laboratoire, ces flacons sont conservés au réfrigérateur jusqu'au moment de l'observation. Pour la détermination des espèces, l'idéal est d'observer les algues dans les heures qui suivent la récolte, car certains éléments utiles à la reconnaissance se dégradent vite. Il est toutefois possible de conserver des échantillons dans l'eau de mer un ou deux jours au réfrigérateur. Pour conserver des échantillons d'algues plus longtemps, on peut les placer dans des flacons d'eau de mer avec du formol (4 %).



Figure 33. Observation des échantillons



Figure 34. Réalisation d'une coupe transversale

Observation des échantillons

Pour l'observation, les algues sont placées dans des cuvettes plates remplies d'eau de mer (Figure 33). L'utilisation d'une loupe est souvent nécessaire. L'examen microscopique est souvent indispensable à la reconnaissance.

Examen microscopique

L'observation est réalisée à l'aide d'une loupe binoculaire et d'un microscope. Avec la loupe binoculaire, l'échantillon est observé tel quel. Le grossissement est de 8 à 50. Pour l'observation au microscope, il faut monter un morceau du thalle entre lame et lamelle dans une goutte d'eau de mer. Le grossissement est de 40 à 400 (les oculaires x10 et les objectifs x4 à x40). Souvent, une coupe transversale (réalisée avec une lame de rasoir) est nécessaire à l'identification de l'espèce (Figure 34). La dimension de l'échantillon est déterminée à l'aide d'un micromètre oculaire étalonné.

ANNEXE 4 MÉTHODES DE PRISE DE VUE POUR LA RÉALISATION DU GUIDE

Les prises de vue en aquarium

Les algues ont été disposées dans un aquarium dont l'arrière et le fond étaient recouverts d'une plaque blanche. L'éclairage a été obtenu avec deux flashes munis de systèmes réfléchissants (Figure 35).



Figure 35. Studio de prises de vue en aquarium

Les prises de vue sous-marines

Les prises de vue sous-marines ont été réalisées avec un appareil reflex numérique placé dans un caisson étanche équipé d'un flash (Figure 36). Plusieurs objectifs ont été utilisés (objectif macro 60 mm, objectif grand angle 10,5 mm, zoom 18-70 mm).

Les prises de vue au microscope

Les prises de vue au microscope ont été réalisées avec un appareil photo numérique compact fixé sur un microscope tri-oculaire avec les bagues adaptées.



Figure 36. Prise de vue sous-marine et prélèvement

ANNEXE 5

MÉTHODE RSL DE DIAGNOSTIC DE L'EUTROPHISATION
PAR LES MACROPHYTES

Dans le cadre du RSL, deux indicateurs sont retenus pour établir le diagnostic vis-à-vis de l'eutrophisation :

- l'abondance relative des espèces sensibles à l'eutrophisation, dites de référence (voir encart). Elle est estimée par recouvrement relatif,
- la richesse spécifique.

Caractérisation des espèces de référence

Ce sont les espèces qui disparaissent lorsque le milieu est soumis à des apports nutritifs en excès, du fait de la compétition avec les espèces opportunistes. Une liste des espèces de référence par rapport à l'eutrophisation a été établie par des spécialistes des macrophytes (cf. Annexe 2). Les phanérogames qui forment les herbiers sont les représentantes principales des espèces de référence, mais certaines espèces de macroalgues sont également classées parmi les espèces de référence. Parmi celles-ci, certaines peuvent développer des populations abondantes si elles trouvent les supports pour se fixer (ex. : *Acetabularia acetabulum*, *Cystoseira barbata*).

Principe de la méthode

Pour aboutir à l'abondance relative des espèces de référence, trois étapes d'observation sont nécessaires :

- estimation du recouvrement total par les macrophytes (pourcentage de la surface couverte par les macrophytes sur la surface explorée),
- identification des groupes de macrophytes homogènes dans leur composition et estimation du pourcentage relatif de chaque groupe par rapport à l'ensemble de la couverture végétale,
- estimation de l'abondance relative des espèces prépondérantes au sein de chaque groupe.

Stratégie d'échantillonnage

Stratégie temporelle

Le suivi de la végétation est effectué une fois tous les trois ans, lors de la période de développement maximal des macrophytes et avant les mortalités estivales.

Stratégie spatiale

Le nombre de stations par lagune est fonction de la surface de la lagune : une station/100 ha pour les lagunes supérieures à 1000 ha et une station/50 ha pour les lagunes de surface inférieure. Les stations sont positionnées sur la base d'un maillage régulier préétabli (échantillonnage régulier aléatoire). Pour les grandes lagunes, des études statistiques ont été réalisées, sur la base des résultats des diagnostics précédents, pour optimiser l'effort d'échantillonnage. Ces résultats ont montré que le nombre de stations d'échantillonnage pouvait être réduit de moitié sur certaines lagunes, sans modifier les résultats (Casagrande et Derolez, 2007).

Mise en œuvre

L'observation des macrophytes est réalisée depuis la surface pour les zones peu profondes (à pied ou depuis un bateau) et en plongée pour les zones les plus profondes.

La trajectoire du plongeur s'effectue en cercle autour du bateau. Le rayon de ce cercle est déterminé par une corde de 10 m fixée au mouillage du bateau.

Avec une visibilité d'un mètre de chaque côté du parcours, cela représente une surface observée d'environ 120 m² (Figure 37).

Il est souhaitable que cette étape soit réalisée par deux observateurs différents, afin de pouvoir comparer les observations.

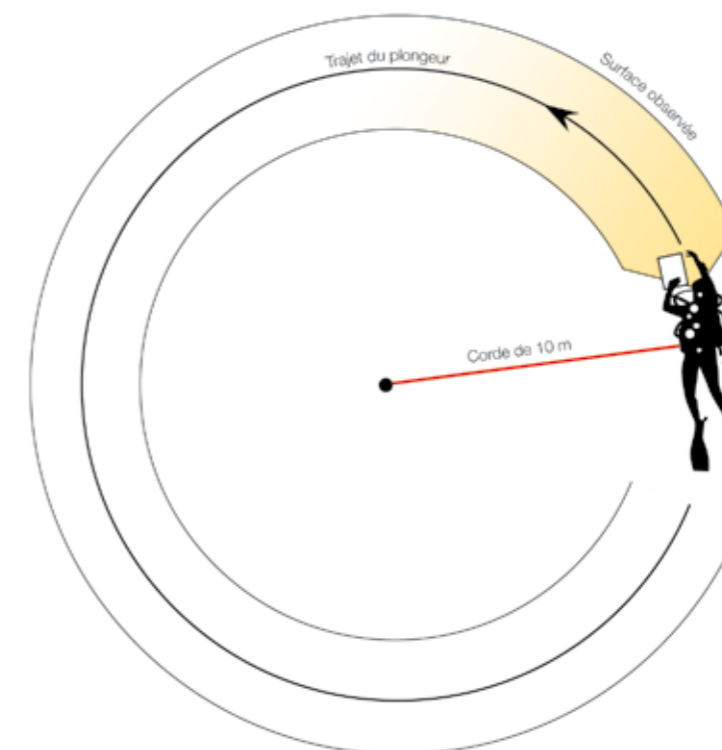


Figure 37. Représentation de la zone d'observation (vue de dessus)

Le schéma (Figure 38) illustre les notions de zone d'observation, de zone végétalisée (= zone couverte par les macrophytes), de groupe homogène de végétation et d'espèce de référence.

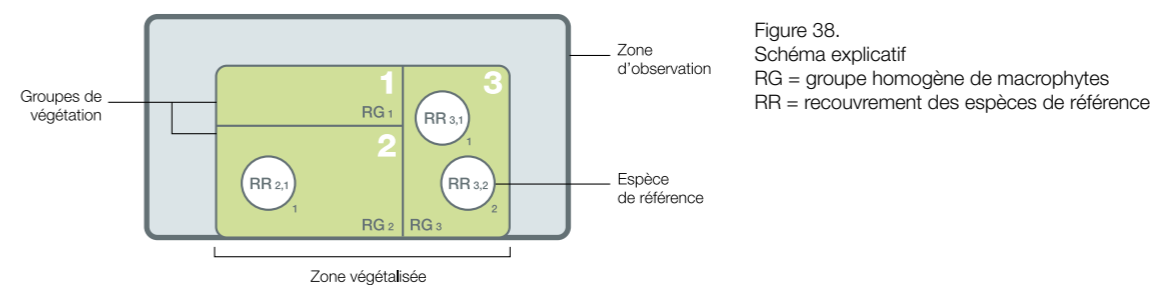


Figure 38. Schéma explicatif
RG = groupe homogène de macrophytes
RR = recouvrement des espèces de référence

Les actions suivantes sont à réaliser :

- remplir une fiche qui permet de décrire les fonds (au niveau des groupes d'espèces seulement) (Figure 39),
- prélever les espèces de macrophytes représentant un groupe homogène. Cet échantillon, placé dans un sac numéroté correspondant au groupe, doit être représentatif de l'abondance relative des espèces prépondérantes dans le groupe,
- en surface : commentaires des informations recueillies sur la fiche, examen des espèces récoltées avec l'expert et renseignement des noms d'espèces au verso de la fiche (Figure 40).

Si la reconnaissance de l'espèce nécessite un examen microscopique, on conserve les échantillons en flacons étiquetés pour une détermination ultérieure en laboratoire.

Pour les observations effectuées depuis la surface (sans plongée), on tâchera d'examiner une surface équivalente à celle explorée en plongée, soit (120 m²).

Description de la fiche de terrain, recto
Cette fiche (Figure 39) comporte :

1. Des informations à renseigner en surface : n° de la station de prélèvement, profondeur, date, heure, nom du plongeur ou observateur.

2. Des informations à renseigner par le plongeur (en mettant des croix dans les cases) :

Visibilité, nature du sédiment, présence ou non de coquille

Le recouvrement végétal total : fraction de la surface végétalisée sur la surface explorée et description de l'homogénéité du recouvrement végétal (le recouvrement est dit homogène lorsque les macrophytes sont répartis de façon régulière, même si le recouvrement végétal n'est pas de 100%).

Les pourcentages estimés sont décrits avec des fractions afin de simplifier l'estimation et les traitements de données ultérieurs.

Une description d'ensemble du peuplement de macrophytes (ex. : densité ; forme (amas, tapis), couleur, état, épaisseur, ...).

Au sein de la zone végétalisée, des informations sur le **recouvrement par groupe** (en pourcentage relatif par rapport à la surface végétalisée). Les informations sur le recouvrement relatif de l'herbier doivent être renseignées : quand il n'y a pas d'herbier, cocher la case 0. Préciser la densité de l'herbier (éparse, moyen, très dense).

Exemples :

Sur une station donnée, un seul groupe de macrophytes peut occuper les fonds. Dans ce cas, le pourcentage relatif de ce groupe est de 100 %.

On peut avoir plusieurs groupes différents, par exemple un herbier de *Zostera marina* et un tapis d'algues rouges. La somme des pourcentages relatifs des groupes présents doit toujours être égale à 100 %.

Réseau de Suivi Lagunaire
■ ■ ■ ■ ■ **Languedoc-Roussillon**

Diagnostic des macrophytes par recouvrement

N° station: Profondeur: Date: Heure: Plongeur/observateur:

Visibilité: Bonne Moyenne Mauvaise
 Sédiment: Vaseux Sablo-vaseux Sableux
 Présence de coquilles: Oui Non

Recouvrement total (% de surface explorée couverte par la végétation)

Homogène Moyennement homogène Hétérogène

0	<5%	1/8	1/4	1/3	1/2	2/3	3/4	1	Observations
<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="text"/>

Description générale

Pourcentage relatif de chaque groupe (par rapport à l'ensemble de la végétation présente)
Le total des pourcentages des différents groupes doit faire 100%

N° groupe	0	<5%	1/8	1/4	1/3	1/2	2/3	3/4	1	Observations		
										Éparse	Densité moyenne	Densité forte
Herbier	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
1	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
2	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
3	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

Commentaires

Figure 39. Recto de la feuille de terrain pour le diagnostic des macrophytes



Recouvrement relatif de chaque espèce

N° groupe	Espèces présentes	Pourcentage relatif des espèces au sein du groupe (< 5, 1/8, 1/4, 1/3, 1/2, 2/3, 3/4, 1)

Description de la fiche de terrain, verso
(Figure 40)

Recouvrement relatif de chaque espèce

N° groupe	Espèces présentes	Pourcentage relatif des espèces au sein du groupe (< 5, 1/8, 1/4, 1/3, 1/2, 2/3, 3/4, 1)

En surface, le nom de l'espèce est noté au verso de la feuille terrain par le spécialiste des macrophytes avec le numéro du groupe en vis-à-vis. L'abondance relative des espèces, au sein du groupe, est renseignée (pour cela, on se réfère à l'importance de l'espèce dans le prélèvement et à la mémoire de l'observateur).

Après détermination des espèces, les informations recueillies sont saisies dans un fichier de type tableur ("Excel") (Tableau 3) et le pourcentage de recouvrement des espèces de référence est calculé (en bleu dans le tableau ci-dessous).

Tableau 3. Modèle de feuille de saisie des données recueillies sur le terrain

Secteur	Station n°	Prof. (m)	Recouvrement total (%)	N° groupe (h= herbier)	% recouvrement du groupe	Espèces	Espèces de référence (oui=1)	% de l'espèce dans groupe	% de recouvrement relatif espèces référence
LED	58	3,5	100,00 %	h	75,00 %	<i>Zostera marina</i>	1	100,00 %	75,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Halopitys incurva</i>		80,00 %	0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Griffithsia corallinoides</i>			0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Cystoseire</i>	1	7,00 %	1,75 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Dictyota spiralis</i>	1	3,00 %	0,75 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Laurencia sp</i>			0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Gracilaria dura</i>			0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Chondria capillaris</i>			0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Gracilaria gracilis</i>			0,00 %
LED	58	3,5	100,00 %	1	25,00 %	<i>Gracilaria bursa-pastoris</i>			0,00 %
LES	64	1,1	75,00 %	h	75,00 %	<i>Zostera noltii</i>	1	100,00 %	75,00 %
LES	64	1,1	75,00 %	1	25,00 %	<i>Cystoseira barbata</i>	1	90,00 %	22,50 %

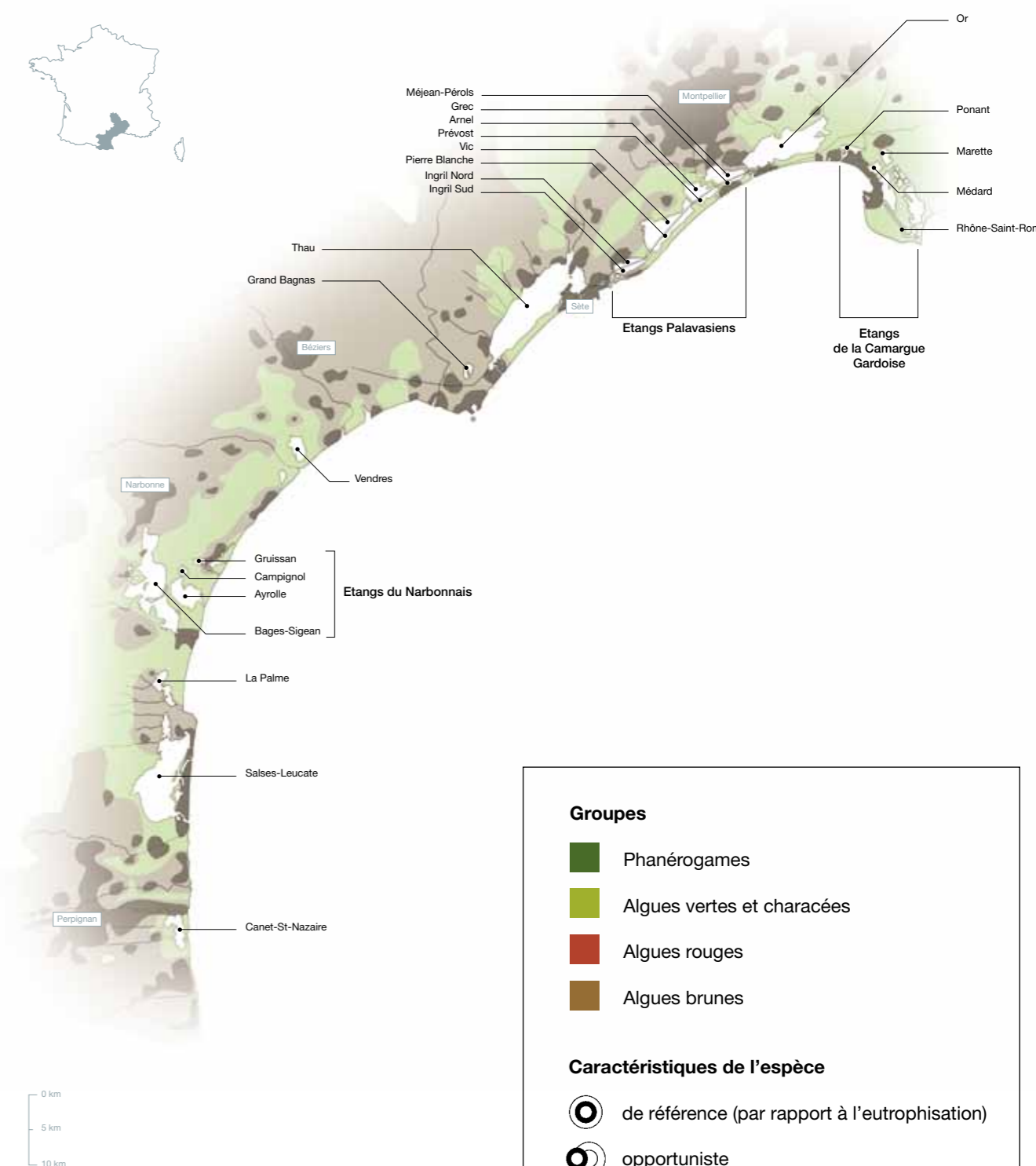
Figure 40. Verso de la feuille de terrain pour le diagnostic des macrophytes



Liste des figures et tableaux

Figure 1. Localisation des lagunes du Languedoc-Roussillon	3
Figure 2. Schéma type d'une lagune	4
Figure 3. Schéma simplifié de la nutrition des macrophytes	10
Figure 4. Illustration des fonctions d'habitat, de support et de lieu de ponte	11
Figure 5. Schéma simplifié de la filiation des caractères génétiques des macrophytes	13
Figure 6. Schémas des modes de ramifications	14
Figure 7. Schéma de coupes transversales d'algues filamenteuses	15
Figure 8. Schéma d'un cycle de vie monogénétique, exemple de la cystoseire	18
Figure 9. Réceptacles à l'extrémité d'une cystoseire	18
Figure 10. Schéma d'un cycle de vie digénétique, exemple de l'ulve	19
Figure 11. Vue au microscope d'un fragment de tétrasporophyte	20
Figure 12. Vue au microscope d'un fragment de gamétophyte mâle	20
Figure 13. Vue au microscope d'un gamétophyte femelle	20
Figure 14. Schéma d'un cycle de vie trigénétique, exemple de <i>Polysiphonia</i>	21
Figure 15. Schéma d'un fragment végétatif de phanérogame (<i>Zostera noltii</i>)	22
Figure 16. Inflorescence (épi) de <i>Zostera marina</i>	23
Figure 17. Pollen de <i>Ruppia</i>	23
Figure 18. Fruits de <i>Zostera marina</i> en cours de maturation	23
Figure 19. Arrachage de l'herbier par une ancre	25
Figure 20. <i>Codium fragile</i> sur corde de coquillages	25
Figure 21. Succession végétale dans les lagunes en fonction du niveau d'eutrophisation (modifié d'après Schramm, 1999)	27
Figure 22. Tapis d' <i>Halopitys incurva</i>	28
Figure 23. Exemples de marées vertes sur les étangs palavasiens	28
Figure 24. Préparation de l'échantillon pour la réalisation de l'herbier	30
Figure 25. Exemple de délimitation de contours de structures végétales par photo-interprétation de données SPOT	31
Figure 26. Recouvrement par les herbiers de zostères estimé après traitement d'une image SPOT 5	32
Figure 27. Schéma de l'acquisition acoustique par sondeur multifaisceaux et sonar latéral	33
Figure 28. Exemple d'informations recueillies par vidéo remorquée le long de transects dans l'étang de Thau	35
Figure 29. Lunette de Calfat	35
Figure 30. Prélèvement dans un quadrat	37
Figure 31. Représentation cartographique des résultats du diagnostic RSL par le compartiment macrophytes dans l'étang de Thau en 2008	40
Figure 32. Exemple de carte issue du krigeage des données de recouvrement végétal	41
Figure 33. Observation des échantillons	140
Figure 34. Réalisation d'une coupe transversale	140
Figure 35. Studio de prises de vue en aquarium	141
Figure 36. Prise de vue sous-marine et prélèvement	141
Figure 37. Représentation de la zone d'observation	143
Figure 38. Schéma d'illustration des différents éléments décrivant une zone d'observation	143
Figure 39. Recto de la feuille de terrain pour le diagnostic des macrophytes	145
Figure 40. Verso de la feuille de terrain pour le diagnostic des macrophytes	146
Tableau 1. Composition pigmentaire des trois groupes d'algues	16
Tableau 2. Conditions et limites d'utilisation des différentes méthodes de cartographie des macrophytes	36
Tableau 3. Modèle de feuille de saisie des données recueillies sur le terrain	147

Carte régionale des lagunes





Le RSL produit notamment des documents techniques à l'attention des gestionnaires de lagunes. Déjà paru : **Suivi des flux en azote et phosphore en sortie de station d'épuration et de l'impact de ces apports sur le milieu lagunaire récepteur**

Cette note technique sur les stations d'épuration (STEP) a été conçue à partir des méthodologies développées dans le cadre du RSL et des retours d'expériences des suivis particuliers réalisés sur les STEP du pourtour des étangs de Salses-Leucate et de Bages-Sigean. Elle a pour but de répondre aux attentes des gestionnaires de lagunes qui souhaiteraient traiter en profondeur la question de l'assainissement sur leur territoire et mettre en place de tels suivis, basés sur une approche écologique du milieu récepteur allant au-delà du cadre réglementaire.

Pour plus d'informations

Région Languedoc-Roussillon
Direction de la Ruralité, de l'Agriculture et de l'Économie Littorale
Tél. : 04 67 22 93 28
Site internet : rsl.cepralmar.com



201 avenue de la Pompignane
34064 Montpellier Cedex 2
Tél. : 04 67 22 80 00
www.laregion.fr



Délégation de Montpellier
Immeuble le Mondial - 219 rue le Titien - CS 59549
34961 Montpellier Cedex 2
Tél. : 04 67 13 36 36
www.eaurmc.fr

Au verso de ce rabat :
aide à la lecture des fiches



Stratégie Concept - Bât.1
1300 avenue Albert Einstein
34000 Montpellier
Tél. : 04 67 99 99 90
www.cepralmar.com



Laboratoire
Environnement-Ressources du Languedoc-Roussillon
Avenue Jean Monnet - BP 171 - 34203 Sète Cedex
Tél. : 04 99 57 32 00
www.ifremer.fr