

PROTOCOLE STANDARDISÉ D'ÉTUDE DES CHAMPIGNONS DES PELOUSES ET PRAIRIES MAIGRES, LES « CHEGD » (*CLAVAIRES*, *HYGROCYNES*, *ENTOLOMES*, *GÉOGLOSSES*, *DERMOLOMES*)

Yann SELLIER*, Daniel SUGNY** et Gilles CORRIOL***

Résumé

Ce document propose une méthode permettant de guider tant les mycologues que les gestionnaires pour ce qui est des conditions à remplir afin de réaliser des inventaires mycologiques destinés à évaluer la fonge des prairies et pelouses (réalisation des relevés de terrain, exploitation des résultats, suivis, etc.). Le protocole standardisé qui en résulte va au-delà du simple recensement des espèces. Permettant d'évaluer en plusieurs étapes l'intérêt patrimonial d'une pelouse ou d'une prairie, il apporte aussi un éclairage complémentaire sur des questions actuelles, comme l'état de conservation des habitats et la recherche d'espèces bioindicatrices dont la présence ou l'absence fournissent au gestionnaire de précieuses indications sur l'équilibre biologique et la maturité des sols. À cette occasion, un certain nombre de principes sont explicités pour permettre la rencontre de ces deux mondes que sont celui des écologues gestionnaires et celui des mycologues.

Mots clés : prairies naturelles, pelouses, CHEGD, bioindication, bioévaluation, état de conservation, *Hygrocybe*.



INTRODUCTION

Si de nombreux travaux ont été menés sur les champignons des pelouses et prairies un peu partout en Europe par différents auteurs (tels RALD, 1985 ; NITARE, 1988 ; ROTHEROE, 1999 ; BRATTON, 2003 ; GENNEY et coll., 2009 ; GRIFFITH et coll., 2013), en France l'intérêt pour ces habitats est resté faible pendant de nombreuses années. Cependant, CORRIOL (2007), suite à une première étude (2005), propose une méthode d'évaluation et de hiérarchisation de tels sites. À titre de comparaison, chez nos collègues mycologues du Royaume-Uni, 77 espèces de champignons, dont certaines présentées ci-après, ont été référencées dans un « biodiversity action plan » depuis 1999 (<http://jncc.defra.gov.uk>), et, dès 2006, une base de données nationale britannique regroupait plus de 8500 données concernant des *hygrocybes* collectés sur plus de 900 sites (GRIFFITH et coll., 2006). Dans notre pays, des travaux récents au sein du réseau des réserves naturelles françaises,

* GEREPI. Moulin du Chitré, F-86210 Vouneuil-sur-Vienne ; sellieryann@gmail.com

** 14, rue Jacques-Prévert, F-70400 Héricourt ; dsugny@laposte.net

*** Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées. Vallon de Salut, B.P. 70315, F-65203 Bagnères-de-Bigorre Cedex ; gilles.corriol@champ.fr

d'abord ceux de la réserve naturelle du Pinail (SELLIER, 2014), puis ceux d'autres sites (MOYNE, 2006 ; CORRIOL, 2007 ; Gardiennet, comm. pers., 2015 ; MOINGEON, 2015 ; Gatignol, comm. pers., 2015 ; Montagne, comm., pers., 2015 ; SUGNY, 2015), mais aussi une grande activité en rapport avec ces questions en Franche-Comté et en Midi-Pyrénées, ainsi que la multiplication de documents sur l'étude de ces champignons au niveau européen (pour beaucoup regroupés sur le site de Gareth Griffith à <http://www.aber.ac.uk/waxcap/>), ont incité mycologues et gestionnaires français à aborder enfin l'étude des CHEGD.

L'acronyme CHEGD (au sens de GRIFFITH, 2006) s'applique à un ensemble de taxons poussant dans les habitats de prairies et pelouses. Il s'explique comme suit :

- C** : espèces des genres *Clavaria*, *Clavulinopsis* et *Ramariopsis*,
- H** : espèces des genres *Hygrocybe*, *Cuphophyllus*,
- E** : espèces prairiales du genre *Entoloma*,
- G** : espèces de la famille des *Geoglossaceae* s.l. (*Geoglossum*, *Glutinoglossum*, *Microglossum*, *Thuemenidium* et *Trichoglossum*),
- D** : espèces des genres *Dermoloma*, *Porpoloma* et *Camarophyllopsis*.

Ces espèces sont typiques des anciennes prairies naturelles non perturbées mécaniquement et non amendées par des intrants azotés ou phosphorés. Ces champignons ont pâti de l'agriculture moderne et, dans l'ouest de l'Europe, ont perdu 90 % des prairies propices à leur développement durant ces sept ou huit dernières décennies (GRIFFITH et coll., 2013).

En France, 202 000 ha de prairies ont disparu entre 2000 et 2007 (AGRESTE, 2008), une évolution qui était déjà très marquée avant cette période et qui est toujours en cours sur l'ensemble du territoire national. Outre une conversion de ces prairies en cultures, nombre d'entre elles ont subi un enrichissement azoté ayant eu pour effet la disparition des cortèges de champignons particulièrement sensibles aux pollutions. Chez certains auteurs, les espèces dont les populations fluctuent en présence de substances chimiques sont qualifiées de « biointégateurs ». Pour notre part, nous avons choisi de conserver le terme *bioindicateur* pour qualifier les CHEGD.

À ce jour, en France, il n'existe pas de cadre méthodologique complet pour la mise en place de suivis fongiques des pelouses et prairies. Partant de ce simple constat et eu égard aux nombreuses études publiées en Europe dans ce domaine (surtout aux îles Britanniques), mais aussi aux premiers galops d'essai dans quelques réserves naturelles et sites conservatoires de notre pays, il nous est apparu nécessaire de réaliser un *protocole de suivi standardisé*. L'application de ce protocole doit conduire, entre autres, à une structuration des relevés permettant :

- une meilleure connaissance de ces espèces en déclin ;
- l'exploitation la plus complète possible des données ;
- des comparaisons entre sites.

À l'heure où la mycologie environnementale commence à susciter l'intérêt des écologues et des gestionnaires de sites naturels, il semble important de publier un document qui permettra de guider les gestionnaires dans la commande et la

mise en place de ces études et, simultanément, d'orienter les mycologues dans ce monde nouveau qu'est la mycologie environnementale. À la charnière de ces deux mondes, les champignons apportent des réponses nouvelles ou complémentaires aux études traditionnelles de la flore, notamment en ce qui concerne la pérennité de l'équilibre biologique du sol sous l'action de certaines perturbations chimiques.

Le présent document, qui a été élaboré dans le cadre de la convention partenariale qui lie la Société mycologique de France et Réserves naturelles de France (RNF), présentera successivement les objectifs du protocole proposé, les méthodes à mettre en place pour la préparation et la réalisation des relevés et, pour finir, les éléments permettant d'exploiter et de présenter les résultats des suivis ainsi réalisés.

*
* *

I. OBJECTIFS ET INTÉRÊT DU PROTOCOLE

I.A. OBJECTIFS DU PROTOCOLE

Les espèces bioindicatrices dont il est question ici (annexe 2) sont très sensibles à certaines perturbations, comme les apports en nutriments, le retournement des sols, etc. Leur observation permet d'estimer sur quelles durées les biotopes ont pu bénéficier d'un bon état de conservation et d'une « bonne gestion » en lien avec les exigences de ces espèces.

L'application de ce protocole doit permettre de répondre à deux questions principales :

- la prairie étudiée a-t-elle été perturbée dans un passé plus ou moins ancien ?
- sur le plan patrimonial, à quel niveau la prairie étudiée peut-elle être située sur une échelle d'intérêt (de *faible* à *internationale*)¹ ?

La réponse à ces deux premières questions permet d'aborder des notions plus larges et plus importantes liées à la pérennité de l'équilibre biologique du sol, ainsi qu'à l'état de conservation de ces prairies maigres. Le nombre d'espèces de champignons étant notamment lié à la superficie des habitats, on touche là aussi à la notion de taille minimale d'un habitat permettant d'accueillir un cortège fongique significatif.

L'hygrophore perroquet (*Hygrocybe psittacina* ; cf. fig. 1 et annexe 1) a été choisi comme « porte-étendard » du présent protocole. Cette espèce est largement répandue en France et peut donc être trouvée dans toutes les pelouses naturelles du pays. De plus, ses couleurs et sa morphologie en font un champignon qui ne peut être confondu avec aucune autre espèce de la pelouse. Enfin, de manière générale, lorsque l'espèce est présente, elle se trouve

¹ L'intérêt d'un site se qualifie par la richesse (les calculs de diversité — Shannon ou autres — prennent en compte l'abondance, ce qui n'est pas notre cas) spécifique qui la compose. Plus cette richesse est élevée, plus ces sites sont rares et donc remarquables au niveau régional, national ou international.

largement distribuée dans la pelouse, avec de nombreuses fructifications, ce qui facilite sa détection. Cette espèce, aisément reconnaissable par le gestionnaire, agit donc comme un signal incitant à examiner plus en détail le cortège fongique de la prairie où elle est trouvée.

En dehors des périodes propices à l'observation de la fonge, certaines mousses telles que *Rhytidiadelphus squarrosus* et *Pseudoscleropodium purum* seraient, selon GRIFFITH et coll. (2013), très fréquemment présentes dans les « prairies à hygrocyses », ce que souligne aussi ARNOLDS (1981, 1982) (cf. annexe 7). Leur présence permettrait donc de repérer de telles prairies ou pourrait venir s'ajouter à un ensemble d'observations concordantes les concernant (historique de gestion, cortège floristique, etc.), permettant ainsi d'envisager leur étude.



Figure 1. — L'hygrophore perroquet

I.B. UTILISATION DU PROTOCOLE DANS LES ESPACES NATURELS

L'étude des champignons, bien que très répandue (on compte environ une société mycologique active par département), n'est quasi jamais au centre des études menées lors des diagnostics patrimoniaux de sites dans les divers espaces protégés ou gérés. Cela pour plusieurs raisons, au rang desquelles l'absence actuelle de textes législatifs conférant un statut de protection à des espèces de champignons² (convention, directive, droit national) et l'absence de liste rouge nationale sont parmi les toutes premières. Évidemment, la dissimulation plus ou moins marquée des carpophores dans la végétation, leur courte durée d'apparition, les difficultés de détermination ainsi que le manque de mycologues expérimentés jouent aussi un rôle majeur dans l'explication de cet état de fait.

Ce protocole étant développé au sein du groupe Cryptoflore de Réserves naturelles de France, des aspects liés spécifiquement aux réserves naturelles sont traités ci-après. Mais il ne fait aucun doute que les objectifs et les réponses apportées pourront être transposés au cas d'autres sites gérés — les conservatoires d'espaces naturels notamment — dont certains objectifs sont similaires à ceux des réserves.

I.B.1. Au niveau du réseau

L'application de ce protocole aux réserves remplit pleinement différents objectifs du plan stratégique des Réserves naturelles de France (RNF 2011), notamment les suivants :

² À l'exception de quelques espèces de champignons lichénisés (listes régionales et directive Habitats-Faune-Flore).

Objectif 1.1. — Fournir un réseau sentinelle : faire du réseau des réserves naturelles un outil permanent de protection, de veille, de synthèse et d'anticipation.

En Europe, 90 % des prairies propices à la poussée de ces champignons ont disparu dans les sept ou huit dernières décennies (GRIFFITH, 2013). Il paraît donc primordial que les réseaux d'espaces protégés ou gérés jouent un rôle de veille concernant ces espèces et les prennent en compte dans leurs études, leur gestion et leurs actions de sensibilisation.

Objectif 2.1. — Fonder la gestion sur la connaissance des enjeux écologiques, socio-économiques, territoriaux, etc.

Objectif 2.3. — Renforcer l'exemplarité en aidant les gestionnaires à accroître la qualité des actions de gestion.

Comme dit précédemment, l'observation de ces espèces en large régression, qui sont des témoins de la qualité physique et chimique des sols, est d'une grande importance pour la préservation des habitats naturels. Présentes dans divers habitats ouverts, elles peuvent s'avérer tout aussi utiles pour des espaces ne présentant pas d'espèces de flore remarquables. Enfin, s'agissant de bioindicateurs, ces champignons peuvent témoigner des effets négatifs d'une gestion défavorable, actuelle ou passée, ou, au contraire, d'un retour à un écosystème de qualité.

Objectif 3.1. — Échanger et partager : favoriser une vie de réseau ouverte, dynamique et interactive.

Le protocole présenté est issu de la mise en commun par les réseaux des compétences et des connaissances. L'objectif même de ce travail est de jeter un pont entre les écologues gestionnaires et les naturalistes mycologues, chaque partie mettant fructueusement en commun son expérience pour mieux comprendre et mieux prendre en compte la diversité fongique.

I.B.2. Au niveau des sites

Pour ce qui est des espaces protégés et des politiques européennes, on ressent actuellement la nécessité de comparer les modes de gestion, d'évaluer leurs effets et d'avoir à disposition des indicateurs fiables de l'état de conservation des habitats. L'étude de la fonge est d'importance, elle permet la caractérisation de la maturité des sols rendue possible par une gestion adéquate et durable.

Ce protocole apporte des éléments concrets en perspective des mises à jour des méthodes de rédaction et d'évaluation des plans de gestion des réserves naturelles (Douard, com. pers. 2015) où il sera souhaitable de disposer d'indicateurs permettant d'établir la pertinence des actions de gestion et l'état de conservation des habitats.

Il permettra notamment d'obtenir une « note d'interprétation » sur l'ancienneté de l'habitat (sol et biocénose) sans rupture des conditions édaphiques favorables. Cela permettra aussi d'obtenir un niveau d'intérêt et une comparabilité avec d'autres sites ou encore entre prairies d'un même site géré.

Ce protocole peut donc apporter des informations complémentaires concernant l'état de conservation des habitats de prairies ou de pelouses, que ce soit dans les espaces protégés ou les sites Natura 2000 comportant certains habitats figurant

dans l'annexe I de la directive Habitats (97/62/CEE), soit la totalité des *Koelerio-Coryneporetea* (codes Natura 2000 7120 et 2130), des *Nardetea* (code 6230), des *Elyno-Seslerietea* Br.-Bl. s.l. (ancien *Festuco-Seslerietea* (code 6170)) et de la partie concernée des *Arrhenatheretea* (code 6510), ainsi que la plus grande partie des *Festuco-Brometea* (code 6210) et des *Caricetea curvulae* (codes 6230 et 6140) (CORRIOL, 2005), les classes de végétation en gras étant celles pour lesquelles la dégradation est potentiellement la plus forte.

II. QUELQUES PRINCIPES DE BASE SUR LES SUIVIS NATURALISTES ET LA MYCOLOGIE

Ce travail s'adressant à un large ensemble d'acteurs, il sera simplement rappelé ici quelques principes de base sur les suivis naturalistes et sur la mycologie, discipline naturaliste présentant certaines particularités.

II.A. CONDITIONS PRÉALABLES NÉCESSAIRES À LA RÉALISATION DES SUIVIS NATURALISTES

II.A.1. Trouver des mycologues

La mycologie est une discipline difficile. Les temps de détermination peuvent être longs et la documentation nécessaire à cette tâche très étendue. Pour la réalisation du protocole, il est nécessaire de recourir aux services de personnes aux compétences mycologiques suffisantes exerçant déjà au sein de sociétés mycologiques et ayant à disposition :

- une large documentation ;
- les réactifs macrochimiques et microchimiques nécessaires à la détermination ;
- une loupe binoculaire et un microscope équipé d'un objectif à immersion de grossissement $\times 100$.

Que les gestionnaires d'espaces naturels soient rassurés, la grande majorité des sociétés mycologiques à vocation d'étude de la fonge réunissent ces conditions.

Le cas de certains taxons plus couramment étudiés mis à part, les gestionnaires ne pourront prétendre réaliser eux-mêmes (au moins dans un premier temps) ou par l'intermédiaire d'un stagiaire ce genre de suivi. Dans le cadre d'une étude programmée, il est donc opportun de se renseigner sur les forces vives de la mycologie locale. Les gestionnaires peuvent, le cas échéant, récolter eux-mêmes les champignons pour les apporter ensuite à des mycologues.

II.A.2. Statut du foncier et autorisations

La détermination des champignons nécessite dans la majorité des cas le prélèvement de la fructification, voire du support. Il faut donc s'assurer que les autorisations de pénétrer sur le site et de faire des prélèvements ont été accordées.

Pour rappel, aucune espèce de champignon n'est protégée. Il n'y a donc pas de fiche CERFA à remplir pour demande d'autorisation. Il existe des listes rouges régionales, lesquelles indiquent seulement que les espèces listées sont menacées

ou en danger d'extinction (liste rouge U.I.C.N.³) : cela ne les protège en rien de la cueillette. En revanche, certains arrêtés ou décrets d'espaces protégés prévoient l'interdiction de cueillir des végétaux ou des champignons et, dans les forêts domaniales, il existe des limites sur le poids de champignon qui peut être prélevé. Il convient donc de présenter les démarches d'inventaire dans les différents conseils scientifiques des espaces protégés afin d'obtenir les accords nécessaires. Pour toutes ces raisons, il est indispensable de donner aux prospecteurs un ordre de mission écrit justifiant de leur activité et de prévenir les services de police présents sur le site afin d'éviter tout malentendu.

Il est rappelé ici que le prélèvement de carpophores (fructifications) selon les méthodes habituelles ne semble pas avoir d'impact sur les organismes eux-mêmes. Cela reviendrait à prélever une pomme sur un pommier.

II.B. RÉALISATION DES INVENTAIRES

II.B.1. Habitats sur lesquels le protocole CHEGD peut être appliqué.

L'étude de ces champignons est réalisable dans une large gamme de prairies et pelouses de pH variés, mais dont le niveau trophique est relativement faible, allant d'oligotrophe à mésotrophe.

CORRIOL (2005), dans une des premières publications françaises sur le sujet, en dresse la liste :

- les pelouses sableuses des *Koelerio glaucae-Coryneporetea canescentis* Klika ;
- les pelouses collinéennes et montagnardes acidiphiles des *Nardetea strictae* Rivas Goday ;
- les pelouses collinéennes et montagnardes basophiles du *Festuco vallesiaca-Brometea erecti* Br.-Bl. et Tüxen ;
- les pelouses subalpines et alpines acidiphiles des *Caricetea curvulae* Br.-Bl. ;
- les pelouses subalpines et alpines basophiles des *Elyno-Seslerietea* Br.-Bl. s.l ;
- les parties les plus maigres des prairies des *Arrhenatheretea elatioris* Br.-Bl.

Certains autres habitats comme des landes méso-xérophiles et formations à *Pteridium aquilinum* montrent aussi une importante diversité fongique en CHEGD (SELLIER, 2014).

II.B.2. Recueil des données de terrain

Il est important que les gestionnaires du site en réalisent une analyse préliminaire et sélectionnent les zones de prairies pour lesquelles ils souhaitent obtenir des réponses. Pour aider le gestionnaire, il lui est proposé, ci-dessous, une clé qui, en la suivant, doit lui permettre de déterminer la surface sur laquelle mettre en place le protocole, éventuellement aussi d'opérer une comparaison des modes de gestion actuels ou passés. Le but est également de garantir l'efficacité dans les interprétations qui seront faites des relevés.

Plus précisément, le cheminement dans la clé lui permettra de passer de l'ensemble des habitats ouverts du site géré à des surfaces de plus petite taille où

³ <http://uicn.fr/etat-des-lieux-listes-rouges-regionales/>

il est pertinent de mener une évaluation des modes de gestion actuels ou passés, ou de faire une évaluation patrimoniale.

L'entrée « habitat »⁴ est destinée à rappeler la nécessité d'uniformité des habitats naturels du ou des sites étudiés.

Ensuite, concernant la gestion, le but est de séparer les zones à gestion historique ou actuelle distinctes afin de pouvoir procéder à des comparaisons.

Enfin, ce qui est consacré au temps et au coût doit permettre aux gestionnaires et aux mycologues d'évaluer approximativement les besoins en ressources financières et humaines pour mener à bien l'étude.

A. Caractéristiques des habitats des zones ouvertes du site géré

A.1. Habitat ne correspondant pas à la liste des habitats définis comme typiques pour les CHEGD (cf. plus haut)

Dans un tel cas, il n'est pas recommandé de mettre en place le protocole. Toutefois, dans le but de confirmer la fermeture plus ou moins récente de certaines zones (fourrés, landes, ptéridaies), il est possible de faire des prospections. L'observation de certaines espèces permettra d'obtenir des informations sur l'historique de la zone.

A.2. Parcelles à habitats très hétérogènes (fourrés, pelouses, prairies, landes)

Dans le cas d'habitats très hétérogènes, il sera nécessaire de *restreindre les surfaces d'inventaire aux zones les plus homogènes* en excluant tous les stades des végétations de fourrés et successifs aux fourrés. Ces derniers peuvent être tolérés lorsqu'ils sont enclavés par petites touffes dans la parcelle de pelouse ou prairie maigre étudiée (comme cela est typique des zones anciennes, souvent très riches).

Suite à la restriction de la surface, ci-dessous (A.3)

A.3. Habitats homogènes uniques ou mixtes, mais interpénétrés de manière homogène et représentatifs des parcelles (habitats proches dans la succession végétale, par exemple Mesobromion et Xerobromion)

A.3.1. Vous souhaitez effectuer une évaluation patrimoniale (intérêt du site). Votre surface d'habitat homogène devient le site de mise en place du protocole.

Cf. temps et coût, plus bas

A.3.2. Vous souhaitez effectuer une comparaison des modes de gestion actuels ou passés.

Cf. B, ci-dessous

B. Gestion des zones d'habitat définies ci-dessus

B.1. L'historique de gestion de la parcelle n'est pas connu

Dans ce cas il ne pourra pas être fait de comparaison fiable entre les modes de gestion actuels (car influence des gestions passées), mais le protocole permettra toutefois de réaliser une évaluation patrimoniale de la zone étudiée ou de décider

⁴ Un habitat se caractérise par les espèces végétales qui le composent. Il fait par extension référence aux typologies largement usitées (CORINE biotopes, EUNIS, directive Habitat).

d'une origine des temps en vue d'une étude diachronique. On pourra également tenter d'isoler des surfaces potentiellement homogènes pour ce qui est de leur histoire et qui seraient confirmées par la fonge présente. Ces indices de probabilité d'avoir le même historique peuvent être fournis par la couleur de la végétation, l'interrogation des vieux autochtones, les traces de cicatrisation des habitats, l'accessibilité, la topographie, l'évaluation préalable par observation directe de la sectorisation de la diversité fongique.

Cf. évaluation Temps et coût

B.2. L'historique de gestion de la parcelle (sur 30 à 80 ans environ) est connu et basé sur des informations diverses concernant la propriété, le versant exposé, l'accessibilité, le gestionnaire, les limites de la parcelle, etc.

B.2.1. Parcelle composée de surfaces ayant des historiques de gestion différents (perturbation azotée, retournement, pâturage, fauche, brûlis, etc.) : distinguer les sous-unités (gestion différente) et les utiliser comme sites pour la mise en place du protocole.

Cf. évaluation Temps et coût

B.2.2. Parcelle ayant un seul historique de gestion : le protocole peut être mis en place sur la totalité de la parcelle qui constitue alors le site (pour l'évaluation patrimoniale et la comparaison entre sites, voir l'annexe 4).

Cf. évaluation Temps et coût

• Temps et coût

Les surfaces résiduelles obtenues après les sélections successives précédentes donnent les sites d'inventaire.

En moyenne, il faut compter, en pleine saison, pour un site riche :

2 ha par mycologue pour une demi-journée de prospection

• Calcul des moyens nécessaires pour mener l'étude

En divisant la superficie de votre site par deux, vous obtenez :

- soit le nombre nécessaire de mycologues pour inventorier le site lors d'un seul passage ;
- soit le nombre de demi-journées nécessaires à un seul mycologue pour effectuer l'équivalent d'un passage sur l'ensemble du site.

Plusieurs sorties faites au cours de la même semaine (pour les grands sites) pourront être considérées comme un seul passage.

Exemple : pour un site de 10 ha d'habitat et de gestion homogène, il faudra :

- soit 5 mycologues lors de la même sortie, lesquels prospecteront des zones différentes pour aboutir au relevé de la zone entière ;
- soit 5 demi-journées de terrain pour un seul mycologue (ou deux journées et demie à deux, etc.).

N. B. Afin que l'inventaire soit représentatif, le nombre de passages devra être augmenté pour les sites de grande superficie.

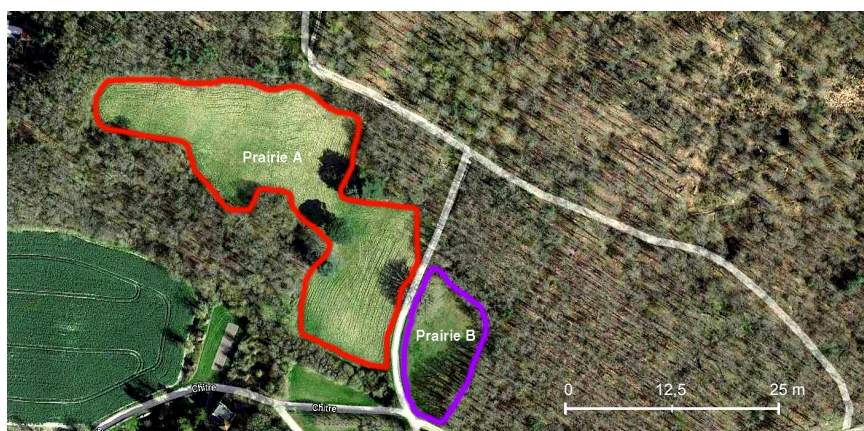


Fig. 2. — Exemple de deux prairies contiguës dont l'historique de gestion et le cortège fongique sont complètement différents malgré la proximité géographique. **A**, prairie temporaire et azotée. **B**, prairie naturelle n'ayant jamais reçu d'intrant (source : IGN, Ortho, 2007).

Pour faciliter le travail des mycologues, il semble que le mieux est de faire une reconnaissance de terrain en leur compagnie en leur fournissant les cartes délimitant les surfaces à étudier (voir fig. 2, ci-dessus). On peut aussi prévoir d'accompagner directement les mycologues sur le terrain. Cette distinction est importante s'il y a plusieurs prairies différentes (type d'habitat), notamment lorsque l'historique ou la gestion sont différents.

II.B.3. Méthode d'échantillonnage

Pour ce type de protocole, il est recommandé de réaliser un recensement sur un habitat (de taille variable). Il s'agit donc ici de réaliser un échantillonnage spécifique dans un habitat potentiellement lié à un mode de gestion. Au sein de cette entité homogène définie (site d'étude), cet échantillonnage est fait au cours d'un cheminement aléatoire (divagation). Ce cheminement, malgré son caractère erratique, doit permettre de couvrir le plus possible de la surface inspectée et, au moins pour les végétations basses, rendre possible la détection de la plupart des carpophores visibles au moment du relevé.

Ce mode d'échantillonnage est intéressant à différents égards (MOREAU, 2002) :

- par l'absence de marquage sur le terrain, dispositif souvent lourd en termes d'installation et de maintien ;
- parce qu'il permet un échantillonnage équilibré entre espèces rares et espèces abondantes (il faut éviter de sous-évaluer les espèces rares, lesquelles sont tout autant significatives, si ce n'est même, parfois, les plus significatives) ;
- parce que c'est une méthode intuitive qui permet une approche qualitative et quantitative.

II.B.4. Fiche de relevé

Afin de faciliter la restitution et la numérisation des données, une fiche de relevé est donnée en annexe 3 du présent protocole. Il est demandé de fournir des informations élémentaires telles que la date, le nom du site, le nom du ou des observateurs et un inventaire des principaux CHEGD (liste à cocher) rencontrés dans ces habitats. Un emplacement à remplir est prévu pour les espèces qui ne seraient pas des CHEGD.

II.B.5. Périodicité et fréquence des relevés

De manière générale, les inventaires ou suivis fongiques se font plutôt en automne. Les mois réputés les plus riches sont ceux de septembre à décembre suivant les conditions climatiques (ce qui suppose une humidité suffisante du sol et de l'atmosphère, et l'absence de gel prolongé). Dans bon nombre de départements, la présence de neige au sol pendant une partie de l'année limite d'autant la période de prospection.

Au cas où le nombre de prospections à réaliser est faible, il est intéressant de se concentrer sur les périodes les plus fastes (à prévoir en fonction des conditions locales, de la réactivité des habitats et de la connaissance de ces paramètres qu'ont les mycologues locaux). Plusieurs espèces d'hygrocybes et d'autres CHEGD sont observables relativement tard dans la saison (jusqu'aux premières gelées, souvent même au-delà, selon les conditions météorologiques).

Il est important de faire coïncider les prospections avec des événements météorologiques favorables : période de pluies, un peu de chaleur, etc. Il est particulièrement appréciable, notamment pour les pelouses les plus sèches où la poussée est la plus capricieuse, de disposer d'un observateur local capable d'alerter les mycologues des poussées.

Le nombre de sorties nécessaire sera fonction de l'exploitation souhaitée des résultats :

- pour faire une évaluation du potentiel d'une prairie, une seule sortie suffit pendant la période la plus favorable ;
- pour obtenir un lot d'informations exploitable, il est souvent nécessaire de cumuler **des observations sur trois ans au moins, avec si possible au moins deux ou même trois passages chaque automne**, à une période favorable, les ajustant en fonction des conditions météorologiques, avec un délai d'au moins deux semaines entre chaque relevé. Plus il y a de visites et plus l'inventaire sera représentatif de la fonge présente.

II.B.6. Précisions sur les prélèvements et la conservation en herbier

Prélèvement et conditionnement des échantillons

Les prélèvements réalisés se cantonneront au strict minimum permettant l'identification des espèces rencontrées, étant entendu qu'il sera nécessaire de prélever les carpophores en entier (base du pied comprise donc), et ce, aux différents stades de développement. Les spécimens devront être manipulés le moins possible et bénéficier d'un conditionnement adapté pour ne pas qu'ils

se cassent ni se mélangent, et pour éviter leur déshydratation (surtout en ce qui concerne les petites espèces). Les échantillons pourront être déposés dans une boîte de bricolage ou dans une papillote en aluminium, ce qui permet d'y annoter, par exemple au marqueur, le nom précis de la prairie (notamment en cas d'échantillonnage de plusieurs prairies dans une même journée).

Photographies

Pour faciliter les déterminations ultérieures sur matériel sec, il est vivement recommandé de réaliser une série de photographies rapprochées, sous différents angles, des caractères morphologiques propres au groupe auquel appartient le spécimen (exemple : insertion des lamelles, marge du chapeau, etc.), et ce, avec une bonne profondeur de champ (utiliser un trépied). Il est recommandé de prendre ces photographies au flash et, dans tous les cas, avec une balance des blancs réglée de manière à obtenir un rendu des couleurs le plus proche possible de la réalité vue à la lumière du jour.

Par ailleurs, il est souhaitable de réaliser des clichés en vue de la production éventuelle d'un document de synthèse des résultats (habitats, espèces).

Conservation

Pour les espèces rares ou posant des problèmes de détermination, il est conseillé de conserver en herbier (sous forme d'exsiccats), en nombre suffisant, des spécimens représentatifs des différents stades du développement. Il est aussi conseillé de joindre au matériel sec une fiche descriptive faite sur le frais (odeur, couleurs, réactions macrochimiques, support de pousse ou espèces végétales venant à proximité, etc.) ainsi que les références des photographies prises ou une impression sur papier de ces dernières.

II.B.7. Nomenclature

Pour la communication des données, il est recommandé d'utiliser le référentiel taxinomique TAXREF⁵. En tout état de cause, il est attendu que soit fourni pour chaque taxon son **nom scientifique** (latin donc) **suivi de sa citation d'auteurs exacte**.

II.B.8. Matériel nécessaire

Sur le terrain

Les prospecteurs devront disposer d'une loupe de poche (de grossissement $\times 8$ à $\times 12$), d'un calepin, de fiches de terrain et de quoi écrire pour noter l'ensemble des espèces faciles à identifier et ne demandant pas de confirmation particulière, ainsi que les données associées de chaque relevé ou site prospecté.

Un emballage bien conçu pour le transport est requis, sinon les vieux spécimens et de nombreuses espèces (notamment les plus frêles) risqueraient de ne plus être identifiables au laboratoire. Il est important de bien étiqueter les

5 <https://inpn.mnhn.fr/programme/referentiel-taxonomique-taxref>

récoltes ou ensembles de récoltes en provenance d'un même lieu, et cela est même primordial pour saisir correctement les données correspondantes dans une base. Ce l'est aussi pour une autre raison : quand une espèce fongique particulièrement intéressante est déterminée au laboratoire, il est parfois nécessaire de retourner sur le terrain pour prélever un nouvel échantillon ou des individus plus matures de façon à confirmer la détermination.

En laboratoire

Bon nombre de taxons demandent une vérification ou un examen plus approfondi pour permettre une identification certaine et déterminer leur rang (espèce, sous-espèce, variété, etc.). Il sera nécessaire de disposer de matériel optique tels qu'une loupe binoculaire et un microscope équipé d'un objectif à immersion de grossissement $\times 100$.

De même, une documentation étendue et un ensemble de réactifs macrochimiques et microchimiques sont aussi nécessaires à la détermination.

III. ANALYSE DES RÉSULTATS

L'évaluation du potentiel fongique d'une prairie ne se faisant que sur un passage, il est très important que les opérateurs locaux choisissent avec soin la date de l'opération en fonction des conditions météorologiques, de la saison et des poussées fongiques.

III.A. ÉVALUATION DU POTENTIEL FONGIQUE D'UNE PELOUSE LORS D'UNE SEULE VISITE

GRIFFITH et coll. (2004) proposent une méthode pratique (basée en partie sur la couleur des espèces) permettant d'évaluer le potentiel fongique d'une pelouse. Elle ne prend en compte qu'une partie des CHEGD (les autres, dans le tableau ci-dessous, ont été ajoutés par les auteurs). Cette méthode met en évidence certaines espèces qui sont considérées comme des indicateurs particulièrement pertinents. Elle est illustrée par le tableau 1 suivant :

Espèces fongiques	Points	Calcul
Les décomposeurs de litière (petites espèces grises, brunes ou blanches) à chapeau ≤ 2 cm, tels ceux des genres <i>Mycena</i> , <i>Galerina</i> et <i>Crinipellis</i> .	1 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0
Décomposeurs fimicoles : espèces des genres <i>Coprinus</i> , <i>Conocybe</i> , <i>Panaeolus</i> , <i>Panaeolina</i> , <i>Psathyrella</i> , <i>Psilocybe</i> et <i>Stropharia</i> .	1 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0
Espèces du genre <i>Agaricus</i> .	1 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0

Espèces du genre <i>Entoloma</i> (lames roses).	2 pts <i>par espèce présente</i>	2 × nbre esp.
Espèces des genres <i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i> , <i>Geoglossum</i> , <i>Microglossum</i> et <i>Trichoglossum</i> .	4 pts <i>par espèce présente</i>	4 × nbre esp.
<i>Clavaria zollingeri</i> (violette).	6 pts <i>pour cette espèce</i>	6 ou 0
Espèces du genre <i>Cuphophyllus</i> (blanches).	2 pts <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	2 ou 0
Hygrocybes du groupe de <i>H. conica</i> (jaune-orangé noirissant).	2 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	2 ou 0
Hygrocybes jaunes (<i>H. chlorophana</i> , <i>H. glutinipes</i> , etc.).	2 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	2 ou 0
Hygrocybe vert (<i>H. psittacina</i>).	2 pt <i>pour cette espèce</i>	2 ou 0
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (ocre orangé).	3 pts <i>pour cette espèce</i>	3 ou 0
<i>Hygrocybe reidii</i> (orangé).	3 pts <i>pour cette espèce</i>	3 ou 0
Hygrocybes rouges (<i>H. coccinea</i> , <i>H. punicea</i> , <i>H. splendidissima</i> , etc.).	7 pts <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	7 ou 0
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> (rose pâle).	10 <i>pour cette espèce</i>	10 ou 0
Espèces du genre <i>Dermoloma</i> .	3 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	3 ou 0
Espèces du genre <i>Camarophyllopsis</i> .	3 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	3 ou 0
Espèces du genre <i>Porpoloma</i> .	6 pt <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	6 ou 0
Espèces des genres <i>Langermannia</i> , <i>Calvatia</i> et autres champignons à chapeau de diamètre dépassant 4 cm non cités.	1 pt <i>par espèce présente</i>	1 × nbre esp.
Total :		

Tableau 1. — Cotation des taxons inventoriés.

On notera que seules les espèces seront comptabilisées et non les variétés et les formes.

L'interprétation des résultats suite à une sortie unique en période favorable est réalisable d'après le tableau ci-dessous :

Total de points	Potentiel de la prairie
Inférieur à 10 points	Potentiel fongique faible
Entre 10 et 30 points	Potentiellment intéressant
Supérieur à 30 points	Potentiel fongique élevé

Tableau 2. — Interprétation du potentiel fongique d'une pelouse.

N. B. Ce tableau peut aussi être utilisé pour un suivi à long terme de la fonge de différentes pelouses, pour le nombre total de points permettant de faire des comparaisons et pour une hiérarchisation des sites. Il est important de noter qu'en une seule sortie, il est seulement possible d'entr'apercevoir le cortège fongique présent, c'est pourquoi il est question de potentiel. Il faut garder à l'esprit que le jour choisi sera extrêmement important et, afin de limiter le biais majeur lié à ce choix, on peut éventuellement faire une ou deux sorties supplémentaires et regarder le potentiel sur les sorties les plus prolifiques. Les études britanniques (GRIFFITH, 2013) montrent que le mois d'octobre est le plus « rentable » en découvertes, mais le mois de novembre peut également être très favorable aux poussées fongiques si le temps est doux et humide. En France, il faudra, comme au Royaume-Uni, tenir compte des variations de latitude et des conditions liées aux reliefs.

III.B. ÉVALUATION DE L'INTÉRÊT D'UNE PRAIRIE SUR UNE SEULE VISITE

En une seule sortie, et en tenant compte des incertitudes liées au choix de la date, il est possible d'évaluer l'intérêt d'une prairie d'un niveau faible à un niveau international à l'aide du tableau d'interprétation de VESTERHOLT et coll. (1999) comme suit.

Niveau d'intérêt du site	Nombre d'hygrocybes en une visite
Faible	1–2
Local	3–5
Régional	6–10
National	11–14
International	15 et plus

Tableau 3. — Interprétation du niveau d'intérêt d'un site en une visite.

Les auteurs du présent document voient les deux évaluations précédentes basées sur une seule visite du site comme une étape permettant de choisir les sites les plus propices. Pour réaliser une étude plus précise et donc une évaluation moins aléatoire, il est possible d'utiliser un indice, dit *indice de représentativité*, dont le calcul permet de s'assurer que les interprétations découlent de données représentatives de la fonge du site inventorié (voir ci-après).

III.C. INDICE DE REPRÉSENTATIVITÉ (I_r) DU SITE

Avant d’exploiter les données et de tenter de confronter les listes d’espèces obtenues aux différents indices, il est primordial de s’assurer que les données récoltées sont suffisantes et représentatives du cortège fongique présent dans les prairies inspectées. Rappelons ici que l’exhaustivité n’est pas le but poursuivi dans le cadre d’un inventaire fongique, car elle semble impossible à atteindre (STRAATSMA et coll., 2001), même si, pour le groupe de champignons visé par le protocole (champignons de grande taille assez colorés, etc.), il est possible d’en avoir une vision très représentative après plusieurs sorties. Pour savoir quels sont l’état et l’exploitabilité des inventaires menés, il faut les confronter à l’indice de représentativité comme suit.

Les espèces rencontrées une seule fois au cours de la période d’étude peuvent être des taxons rares ou d’apparition sporadique, mais un nombre important d’espèces vues une seule fois peut signifier un nombre de relevés trop faible par rapport à la diversité fongique du site. Le calcul de l’indice de représentativité, selon une méthode proposée par Pierre-Arthur Moreau dans sa thèse sur l’analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord (MOREAU, 2002), permet d’évaluer la « puissance » de l’échantillonnage. La formule est la suivante :

$$I_r = 1 - N_u/N_t$$

(où N_u est le nombre d’espèces vues une seule fois et N_t le nombre total d’espèces).

L’interprétation de cet indice peut être faite selon les valeurs du tableau 4 ci-dessous :

Indice de représentativité (I _r)	Évaluation de l’échantillonnage
I _r ≤ 0,30	Non significatif
0,31 ≤ I _r ≤ 0,40	Insuffisant
0,41 ≤ I _r ≤ 0,60	Représentatif
I _r ≥ 0,60	Exhaustif

Tableau 4. — Interprétation de l’indice de représentativité.

Les données peuvent être soumises à une analyse plus poussée seulement lorsque l’I_r égale ou dépasse 0,41.

III.D. ÉVALUATION DES PRAIRIES À L’AIDE DES CHEGD

Pour évaluer l’intérêt patrimonial d’une pelouse ou d’une prairie, nous avons opté pour la méthode d’interprétation élaborée par NITARE (1988), car elle présente l’intérêt d’utiliser plusieurs groupes taxinomiques. En revanche, l’analyse des groupes est reprise selon la conception de GRIFFITH (2006), intégrant l’ensemble des entolomes des prairies et pas seulement ceux du sous-

genre *Leptonia*, incluant aussi *Entoloma hebes* et *E. conferendum*. De même, les espèces des genres *Camarophylloopsis* et *Porpoloma* sont ajoutées à celles du genre *Dermoloma*. D'autres méthodes d'interprétation sont plus spécialement adaptées aux hygrocibes (VESTERHOLT, 1999 ; BOERTMANN, 2010). Nous nous sommes aussi servis de ces derniers travaux, car le tableau ci-après ne présentait pas à l'origine une classe d'intérêt international. Pour combler cette lacune, nous avons ajouté pour les hygrocibes une classe d'intérêt internationale issue des travaux de BOERTMANN (2010), puis, nous les avons réévalués. Ce tableau d'ensemble (tableau 5) permet donc d'évaluer l'intérêt des sites à partir des CHEGD sur une échelle d'intérêt patrimonial variant de « site à intérêt faible pour la fonge » à « site d'intérêt international ».

N. B. Seules les espèces seront comptabilisées, non les taxons de rang inférieur (variétés, formes, etc.).

Taxons	Intérêt du site (nombre d'espèces)				
	Faible	Local	Régional	National	International
<i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i>	1 ou 2	3 à 4	5 à 8	9 et plus	
<i>Hygrocybe</i> , <i>Cuphophyllus</i>	1 à 4	5 à 9	10 à 20	21 à 24	25 et plus
<i>Entoloma</i>	1 à 3	4 à 7	8 à 16	17 à 19	20 et plus
<i>Geoglossum</i> , <i>Glutinoglossum</i> , <i>Microglossum</i> , <i>Thuemenidium</i> , <i>Trichoglossum</i>	1	2	3	4 et plus	
<i>Dermoloma</i> , <i>Porpoloma</i> , <i>Camarophylloopsis</i>	0	1	2	3 et plus	

Tableau 5. — Interprétation des relevés CHEGD.

Pour juger de l'intérêt du site que l'on étudie, il suffit de placer les résultats des suivis dans le tableau. L'intérêt du site retenu est la note la plus élevée obtenue tous taxons confondus.

N. B. Ces travaux sont pionniers en France métropolitaine. Il est dès à présent nécessaire d'indiquer qu'il sera possible ou nécessaire de revoir les limites des classes d'intérêt d'ici quelques années et après un ensemble conséquent de retour d'études des CHEGD de sites français.

Il existe une autre méthode permettant de hiérarchiser des sites entre eux. Il repose sur l'indice de ROTHEROE (1999) qui utilise les espèces les plus rares et emblématiques. Ce type de méthode reste à adapter à la France.

III.E. PRÉSENTATION DES RÉSULTATS OBTENUS

Remarque préliminaire. *Pour rendre concrète la démarche, il sera pris, pour l'ensemble de l'interprétation des données, l'exemple de la réserve naturelle nationale du Pinail (zone nord du pâturage de 2,5 ha de lande mésoxérophile et de végétation à fougères aigle).*

III.E.1. Évaluation du potentiel d'une prairie dans le cas d'une visite unique

Il sera présenté ci-après l'évaluation du potentiel d'une prairie en indiquant dans la colonne « Calcul » le nombre de taxons trouvés. Au bout de chaque ligne sera inscrit le résultat du calcul obtenu dans la colonne précédente. Au bas du tableau apparaîtra, à droite, le total permettant l'interprétation.

Il sera pris en exemple la sortie du 1^{er} décembre 2013 (trois observateurs, 1 h 30 de prospection, pas de gel subi depuis plusieurs semaines ; cf. tableau 6).

Espèces fongiques	Points	Calcul	Résultat
Les décomposeurs de litière (petites espèces grises, brunes ou blanches) à chapeau dépassant 2 cm de diamètre, telles celles des genres <i>Mycena</i> , <i>Galerina</i> et <i>Crinipellis</i> .	1 pt, <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0	
Décomposeurs fimicoles : espèces des genres <i>Coprinus</i> , <i>Conocybe</i> , <i>Panaeolus</i> , <i>Panaeolina</i> , <i>Psathyrella</i> , <i>Psilocybe</i> et <i>Stropharia</i> .	1 pt, <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0	
Espèces du genre <i>Agaricus</i> .	1 pt, <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	1 ou 0	
Espèces du genre <i>Entoloma</i> (lames roses).	2 pts <i>par espèce</i>	2 × nbre esp.	
<i>Clavaria</i> , <i>Clavulinopsis</i> , <i>Ramariopsis</i> , <i>Geoglossum</i> , <i>Microglossum</i> et <i>Trichoglossum</i> .	4 pts <i>par espèce</i>	4 × nbre esp.	4 × 4 = 16
<i>Clavaria zollingeri</i> (violette).	6 pts <i>pour cette espèce</i>	6 ou 0	
Espèces du genre <i>Cuphophyllus</i> (blanches).	2 pts, <i>quel que soit le nombre d'espèces</i>	2 ou 0	

Hygrocybes du groupe de <i>H. conica</i> (jaune orangé noirissant).	2 pt quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0	
Hygrocybes jaunes (<i>H. chlorophana</i> , <i>H. glutinipes</i> , etc.).	2 pts, quel que soit le nombre d'espèces	2 ou 0	
Hygrocybe vert (<i>H. psittacina</i>).	2 pts pour cette espèce	2 ou 0	2
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (ocre orangé).	3 pts pour cette espèce	3 ou 0	
<i>Hygrocybe reidii</i> (orangé).	3 pts pour cette espèce	3 ou 0	3
Hygrocybes rouges (<i>H. coccinea</i> , <i>H. punicea</i> , <i>H. splendidissima</i> , etc.).	7 pts, quel que soit le nombre d'espèces	7 ou 0	7
<i>Hygrocybe calyptiformis</i> (rose pâle).	10 pts pour cette espèce	10 ou 0	
Espèces du genre <i>Dermoloma</i> .	3 pts, quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0	
Espèces du genre <i>Camarophyllopsis</i> .	3 pts, quel que soit le nombre d'espèces	3 ou 0	
Espèces du genre <i>Porpoloma</i> .	6 pts, quel que soit le nombre d'espèces	6 ou 0	
Espèces des genres <i>Langermannia</i> , <i>Calvatia</i> et autres champignons à chapeau dépassant 4 cm de diamètre non cités.	1 pt par espèce	1 × nbre esp.	
Total :			28

Tableau 6. — Interprétation du potentiel fongique d'une pelouse de la réserve du Pinail, sur une sortie.

Conclusion : le site est **potentiellement intéressant**

Il est important de remettre dans son contexte cette visite unique en tenant compte des facteurs météorologiques, du contexte de poussée des champignons sur les sites proches, etc., afin de mieux comprendre si cette estimation du potentiel est relativement juste ou, sinon, sous-évaluée.

Dans le cas de cette visite unique, s'il est évidemment important de valoriser le décompte des points, il faut aussi faire une analyse concernant les espèces responsables du total obtenu. Si, par exemple, il s'agit d'espèces largement cotées comme *Clavaria zollingeri* ou *Hygrocybe calyptiformis*, ou certains autres hygrocybes, mais que le chiffre reste faible, on en conclura que le jour de passage a été mal choisi ou que les conditions météorologiques de la saison ne permettaient pas un échantillonnage convenable.

III.E.2. Évaluation d'une prairie par les CHEGD

Pour commencer l'évaluation, il faut indiquer le nombre de visites effectuées sur le site et l'indice de représentativité de l'inventaire.

Les éléments principaux à mettre en évidence pour valoriser les résultats sont les suivants.

La liste des taxons trouvés par groupe

Les fiches de récolte comprendront l'ensemble des espèces de CHEGD trouvées lors des prospections. Il est préférable de faire, dans le rapport de l'étude, la synthèse des taxons présents dans leur totalité, même si certains taxons seront par la suite retirés pour les besoins de l'analyse (sous-espèces, variétés comme stipulé précédemment).

Liste des CHEGD de la zone de lande pâturée du nord de la réserve du Pinail (2,5 ha) :

- C :** *Clavaria acuta* Sow. : Fr.
Clavulinopsis helvola (Pers. : Fr.) Corner
Clavulinopsis luteoalba (Rea) Corner
Clavulinopsis subtilis (Pers. : Fr.) Corner
- H :** *Hygrocybe cantharellus* (Schwein. : Fr.) Murrill
Hygrocybe chlorophana (Fr. : Fr.) Wünsche
Hygrocybe coccinea (Schæff. : Fr.) P. Kummer
Hygrocybe conica (Schæff. : Fr.) P. Kummer
Hygrocybe irrigata (Pers. : Fr.) Moser ex M. Bon
Hygrocybe miniata (Fr. : Fr.) P. Kummer
Hygrocybe psittacina (Schæff. : Fr.) P. Kummer
Hygrocybe punicea (Fr. : Fr.) P. Kummer
Hygrocybe reidii Kühner
Hygrocybe splendidissima (P. D. Orton) Moser
- E :** *Entoloma caeruleum* (P. D. Orton) Noordel.
Entoloma caesiocinctum (Kühner) Noordel.
Entoloma carneogriseum (Berk. & Br.) Noordel.
Entoloma chalybeum (Fr.) Noordel. var. *chalybeum* et var. *lazulinum* (Fr.) Noordel.

Entoloma conferendum (Britzelm.) Noordel.
Entoloma exile (Fr. : Fr.) Hesler
Entoloma formosum (Fr. : Fr.) Noordel.
Entoloma lividocyanulum Kühner ex Noordel.
Entoloma longistriatum (Peck) Noordel.
Entoloma longistriatum var. *sarcitulum* (Kühner et Romagn. ex P. D. Orton) Noordel.
Entoloma queletii (Boudier) Noordel.
Entoloma xanthochroum (P. D. Orton) Noordel.
Entoloma serrulatum (Fr. : Fr.) Hesler
Entoloma sodale (Kühner et Romagn.) Horak

G : *Trichoglossum hirsutum* (Pers. ex Fr.) Boudier

D : Aucune espèce.

Les composantes CHEGD

Il s'agit d'une notation permettant de préciser de manière chiffrée la répartition, dans chacun des cinq groupes constituant les CHEGD, des espèces trouvées sur un site⁶.

Plus précisément, sur le site étudié, le nombre d'espèces trouvées appartenant à chacun des groupes donnés constitue les *composantes CHEGD* pour le site en question. Les composantes CHEGD sont donc au nombre de cinq. Chacune d'elles sera repérée en la faisant précéder de l'initiale du groupe auquel elle est attachée et l'ensemble sera présenté sous la forme d'une suite ordonnée. Suivant cette convention, les *composantes CHEGD* de la prairie pâturée de la réserve du Pinail sont donc **C4 H10 E13 G1 D0**.

Le gradient CHEGD

Il s'agit de la somme des coefficients numériques des composantes CHEGD, autrement dit le nombre total d'espèces concernées tous groupes confondus, soit, dans l'exemple pris, $4 + 10 + 13 + 1 + 0 = 28$.

Le *gradient CHEGD* de la réserve du Pinail s'élève donc à **28**.

L'intérêt du site pour chaque groupe

au regard des *Clavaria*, *Clavulinopsis*, *Ramariopsis* : **intérêt local**
 au regard des *Hygrocybe* et *Cuphophyllus* : **intérêt régional**
 au regard des *Entoloma* : **intérêt régional**
 au regard des *Geoglossaceae* : **intérêt faible**
 au regard des *Dermoloma*, *Porpoloma*, *Camarophyllopsis* : **intérêt faible**

L'intérêt d'un site étant déterminé par la valeur la plus haute, on parle ici **d'un site d'intérêt régional sur le plan patrimonial**.

⁶ Il est rappelé que les taxons infraspécifiques sont à exclure ou, plus exactement, à assimiler à l'espèce à laquelle ils sont subordonnés. C'est ainsi que *Entoloma chalybaeum* (Fr.) Noordel. var. *chalybaeum* et *Entoloma chalybaeum* var. *lazulinum* (Fr.) Noordel. comptent pour une seule espèce.

N.B. En fonction du pH, de la présence ou non de calcaire, la composition du cortège d'espèces peut varier, mais, la majorité des espèces ayant un large seuil de tolérance au pH, cela ne constitue pas une difficulté pour une évaluation pertinente d'un grand nombre de types d'habitats.

À titre indicatif, dans les 20 prairies les plus riches étudiées dans les îles Britanniques (GRIFFITH, 2013), le gradient CHEGD s'étale de 37 à 78, avec une moyenne de 52 espèces. Et cela avec un nombre de prospections supérieur à 20 pour chacun des sites. Les résultats pour plusieurs sites de référence sont donnés dans l'annexe 4.

III.E.3. Pour aller plus loin

Outils d'aide à l'identification des *Hygrocybes*

Afin d'aider les novices dans la découverte des champignons des prairies, nous conseillons de se référer au *Guide de détermination des *Hygrocybes* des pelouses sèches pour le diagnostic terrain (littoral et étage alpin exclus)* publié par le Conservatoire botanique national des Pyrénées et Midi-Pyrénées (annexe 6).

Stimulation des initiatives nationales et européennes

Les auteurs du présent protocole sont intéressés par toutes les études connexes. **L'objectif du recueil des différentes études est de mieux appréhender ces outils d'interprétation sur notre territoire national et d'étalonner certains outils pour la France métropolitaine** (les différents tableaux de cotation, filtres régionaux, indice de Rotheroe) ou de proposer des éléments de bioévaluation complémentaires.

Les taxons dont il a été question étant largement en déclin en France, ceux qui le souhaiteraient peuvent envoyer leurs données à la base de données nationale fongique de l'association ADONIF (<http://inventaire.dbmyco.fr/>) ou, pour les régions où la gestion des flux de données mycologiques est déjà organisée, au pôle flore et fonge correspondant :

- Conservatoire botanique national (CBN) des Pyrénées et de Midi-Pyrénées pour ces territoires (contact@cbnmp.fr), pôle flore, fonge et habitats pour Midi-Pyrénées (adhésion à l'Observatoire régional de la biodiversité de Midi-Pyrénées⁷ qui prévoit l'intégration des données fournies dans le système d'information du CBN, puis leur remontée au niveau national dans le cadre du SINP⁸, et donne accès à l'ensemble des données du CBN et des partenaires) ;
- Mycoflore, pour la région Rhône-Alpes (<http://mycoflore.fmbds.org/>) ;
- pour la Franche-Comté, les données pourront être transmises à Daniel Sugny (dsugny@laposte.net) qui les transférera dans la base de données du CBN de la région ;
- pour l'ancienne région Poitou-Charentes, à la Base de données fongiques de Poitou-Charentes (sellieryann@gmail.com).

⁷ <http://ob-mp.fr/donnees/acces-aux-donnees>

⁸ Système d'information de la nature et des paysages (ministère chargé de l'Environnement).

Afin de placer les résultats dans leur contexte ou comparer l'étude réalisée sur le site à d'autres études européennes, il est conseillé de consulter le site de Gareth Griffith, lequel regroupe une grande quantité d'études menées en Europe sur le sujet⁹, et nous incitons les auteurs d'études touchant à ces questions à faire parvenir leurs travaux directement à ce chercheur (gwg@aber.ac.uk) pour participer à cette démarche européenne.

Cartographie et étude spatiale d'effets

Les champignons étant de bons bioindicateurs (SUGNY, 2014), il est possible, en cartographiant au mètre près (avec ce qu'on appelle un système d'information géographique) la position des carpophores de certaines espèces indicatrices, de pousser plus loin l'étude des effets d'une perturbation azotée par exemple. L'étude menée sur la réserve naturelle nationale du Pinail (SELLIER et coll. 2014 ; SUGNY, 2015) a permis d'établir la variation du cortège fongique en fonction de la distance à la perturbation. Dans cet exemple, un point de regroupement nocturne du bétail créant un point d'enrichissement de l'habitat de landes mésophiles oligotrophes constituait la perturbation. Certains champignons appréciant les fortes doses de nitrate, notamment les espèces coprophiles, marquaient bien les zones les plus enrichies. Plus intéressant, alors qu'il est habituellement difficile, voire impossible d'attester une absence de perturbation, certaines espèces d'hygrocybes particulièrement sensibles aux intrants chimiques, tel *Hygrocybe punicea*, s'avèrent de bons marqueurs de l'absence de perturbation depuis plusieurs années. La présence de ces espèces permet donc de délimiter la perturbation.

Il ne sera pas développé plus avant cette démarche au sein du présent document. Toutefois, si ce type de travaux intéresse les lecteurs, ses rédacteurs peuvent être contactés (sellieryann@gmail.com).

La liste des espèces fongiques bioindicatrices à partir desquelles de telles études peuvent être menées a été ajoutée en annexe 5.

CONCLUSION

Ce protocole d'étude des champignons regroupés sous l'acronyme CHEGD fournit un nouvel outil de bioévaluation par les champignons. Il permet de mettre en valeur des groupes d'espèces colorées (ce qui facilite la sensibilisation), emblématiques et largement en déclin en Europe.

Un large public de naturalistes et de gestionnaires a ainsi accès, pour la première fois en France, à une méthode permettant l'inventaire des champignons supérieurs des pelouses et prairies, contribuant de la sorte à la rencontre de deux mondes : celui des écologues gestionnaires et celui des naturalistes mycologues. Ce protocole facilite la réalisation d'une analyse patrimoniale d'un site pour ce qui est de la fonge et, pour les gestionnaires qui disposent d'un grand nombre de sites, fournit des éléments simples pour réaliser une évaluation du potentiel fongique préliminaire à la mise en place d'études plus poussées.

9 <http://www.aber.ac.uk/waxcap/>

Les études qui découleront de l'installation de ce protocole permettent de mettre en évidence un nouveau type d'évaluation patrimoniale des prairies et présentent l'avantage d'autoriser une comparaison simple entre différents sites au niveau européen. Elles permettront également de déceler des sites anciens auxquels accorder la priorité dans les actions de conservation du fait de leur longue continuité et du caractère irréversible (ou très lentement réversible) de la dégradation de leur cortège fongique par perturbation chimique ou mécanique.

Enfin, ce protocole amorce de nouveaux rapports entre les espaces gérés et les sociétés ou fédérations mycologiques, et fait entrer la mycologie de plain-pied dans l'écologie contemporaine, l'amenant aussi à utiliser des traits de vie des espèces au profit des questions actuelles que sont l'étude des effets de la gestion et l'état de conservation des habitats.

REMERCIEMENTS

Nous tenons à remercier Régis Courtecuisse, Pierre-Arthur Moreau, les gestionnaires du groupe Cryptoflore des réserves naturelles de France ainsi que la rédaction du bulletin de la SMF et notamment Jacques Melot, pour leur relecture de ce document. Nous remercions aussi la DREAL Nouvelle-Aquitaine et l'agence de l'eau Loire-Bretagne pour leur soutien.

BIBLIOGRAPHIE

- AGRESTE, 2008. — Moins imbriquées, cultures et prairies reculent devant l'artificialisation. Les paysages agricoles se redessinent. Édité par le *ministère en charge de l'Agriculture*, Agreste, Primeur, n° 217.
- ARNOLDS, E. 1981. — *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands in Drenthe, the Netherlands*. Vol. 1. Part 1. Introduction and synecology. *Bibliotheca mycologia*, Vaduz, Allemagne, Ganter Verlag K. G.
- ARNOLDS, E. 1982. — *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands in Drenthe, the Netherlands*. Vol. 2. Part 2 & 3. Autoecology and taxonomy. *Bibliotheca mycologia*, Vaduz, Liechtenstein, Ganter Verlag K. G.
- BOERTMANN, D. 2010. — *The genus Hygrocybe*. 2nd edition – Fungi of Northern Europe. Vol. 1. National Environment Research Institute, 200 p.
- BRATTON, J. H. 2003. — Habitat management to conserve fungi: a literature review. *CCW Natural Science Report*, No. 03/10/1, 20 p.
- CORRIOL, G. 2005. — Les mycocénoses des pelouses comme bioindicateur – Enseignements des travaux en Europe du Nord et applications possibles en Midi-Pyrénées. *Nature Midi-Pyrénées*, Actes du 1^{er} colloque naturaliste de Midi-Pyrénées, Cahors, p. 95-99.
- CORRIOL, G. 2007. — Notes mycologiques sur une pelouse sèche acidiphile du *Violion caninae*, relictuelle, de plaine. *Bull. Féd. mycol. bot. Dauphiné-Savoie*, 185, p. 5-29.
- GENNEY, D. R., A. D. HALE, M. WOODS, M., WRIGHT. 2009. — *Guidelines for selection of biological SSSIs Rationale Operational approach and criteria – Detailed guidelines for habitats and species groups*. Chapter 20 Grassland fungi. Joint Nature Conservation Committee, 8 p.
- GRIFFITH, W. G., J. H. BRATTON, G. EASTON. 2004. — Charismatic megafungi – The conservation of waxcap grassland. *British Wildlife*, 16 (1), p. 31-43.

- GRIFFITH, G. W., C. ARON, D. A. EVANS, S. EVANS, A. GRAHAM, L. HOLDEN, D. MITCHEL. 2006. — *Mycological survey of selected semi-natural grasslands in Wales*. Final report August 2006. Contract FC-73-01-403. 25 p.
- GRIFFITH, G. W., J. P. G. GAMARRA, E. N. HOLDEN, D. MITCHEL, A. GRAHAM, D. A. EVANS, S. E. EVANS, C. ARON, M. E. NOORDELLOOS, P. M. KIRK, S. L. N. SMITH, R. G. WOODS, A. D. HALE, G. L. EASTON, D. A. RATKOWSKY, D. P. STEVENS, H. HALBWACHS. 2013. — The international conservation importance of Welsh 'waxcap' grassland. *Mycosphere*, 4 (5). Édition en ligne, p. 969-984.
- MITCHEL, D. 2006. — *Survey of the grassland fungi of County Clare*. November 2006, 55 p.
- MOINGEON, S., J. M. MOINGEON, G. MOYNE. 2015. — La pelouse à hélianthème d'Ouhans (Doubs) : mise en lumière de la diversité fongique (1^{re} partie). *Bull. myc. bot. Dauph.-Sav.*, 217, p. 37-53.
- MOYNE, G., J. M. MOINGEON, S. MOINGEON. 2006. — Entre Charnay et Courcelles-les-Quingey : un paradis mycologique. *Bull. Soc. hist. nat. Doubs*, 91 (2006-2007), p. 13-40.
- NITARE, J. 1988. — Jordtungor, en svampgrupp på tillbakagång i naturliga fodermarker. *Svensk. bot. tidskr.*, 82, p. 485-489.
- MCLAY, A. 2009. — A survey of waxcap grasslands on land held bay. *Northumbrian Water Limited*. 12 p.
- MOREAU, P.-A. 2002. — *Analyse écologique des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord*. Thèse soutenue le 13 décembre 2002. Laboratoire dynamique des écosystèmes d'Altitude. C.I.S.M. Université de Savoie, 214 p.
- RALD, E. 1985. — Vokshatte som indikatorarter for mykologisk værdifulde overdrevs-lokaliteter. *Svampe*, 11, p. 1-9.
- RNF 2011. — Plan stratégique 2011-2015 – Version approuvée par l'AG du 7 avril 2011. *RNF*, 27 p.
- ROTHEROE, M. 1999. — *Mycological survey of selected semi-natural grasslands in Carmarthenshire* – Contract Science Report No. 340, Bangor, Countryside Council for Wales.
- SELLIER, Y. 2014. — Les Hygrocybes et autres « CHEGD fungi » de la réserve naturelle du Pinail. *Bull. soc. myc. Poitou.*, 2014, 16 p.
- SELLIER, Y., R. HERVÉ, P. GATIGNOL, V. MONTAGNE. 2014. — *Étude fongique sur la réserve naturelle du Pinail (86) – Complément d'inventaire et bio-indication*. Société mycologique du Poitou et GEREPI. 97 p.
- SUGNY, D. 2014. — Les champignons, de remarquables indicateurs biologiques. *Bull. Soc. myc. Montbéliard*, 20, p. 20-29.
- SUGNY, D. 2015. — Utilisation de la fonge des pelouses comme bioindicateur et sauvegarde des pelouses à hygrocybes. *Bull. Féd. mycol. Est*, 13, p. 37-59.
- STRAATSMAN, G., F. AYER, S. EGLI. 2001. — Species richness, abundance, and phenology of fungal fruit bodies over 21 years in a Swiss forest plot. *Mycol. Res.*, 105 (5), p. 515-523.
- VESTERHOLT, J. D., D. BOERTMANN, H. TRANBERG, 1999. — 1998 et usædvanlig godt år for overdrevssvampe. *Svampe*, 40, p. 36-44.

ANNEXES

Annexe 1 : Présentation de l'espèce porte-étendard du protocole CHEGD : l'hygrophore perroquet (*Hygrocybe psittacina*).

Annexe 2 : Photographies de quelques espèces de CHEGD.

Annexe 3 : Fiche de relevé du protocole CHEGD.

Annexe 4 : Résultats pour différents sites de référence en Europe.

Annexe 5 : Liste des espèces de champignons bioindicateurs.

Annexe 6 : Présentation du guide d'identification : Les Hygrocybes de pelouses sèches pour le diagnostic terrain (littoral et étage alpin exclus) (CBNPMP).

Annexe 7 : Fiche de présentation des mousses accompagnant régulièrement les CHEGD.

N.B. La numérotation des figures reprend à 1 dans chaque annexe.

ANNEXE 1

Présentation de l'espèce porte-étendard du protocole CHEGD

L'hygrophore perroquet

Hygrocybe psittacina (Schæff. : Fr.) P. Kumm.

Classification : Basidiomycota, Agaricomycotina, Agaricomycetes, Agaricomycetidae, Agaricales, Hygrophoraceae, Hygrocybe.

En France, cette espèce possède une variété : *Hygrocybe psittacina* var. *abietina* (Heim) Bon.



Figure 1



Figure 2

Description. Chapeau faisant en moyenne de 3 à 5 cm de diamètre, diversement coloré avec une teinte générale verte ou jaune, mais certains chapeaux peuvent être colorés d'orange, de bleu, de violet, de rose ou de rougeâtre. Le chapeau comme le pied sont visqueux. Les lames sont vertes et bariolées. Le pied, plus jaunâtre, souvent orangé à la base, présente toujours une zone verdâtre, parfois seulement « menthe à l'eau » au sommet (fig. 3 et 4).

Habitat. Se rencontre principalement dans les pelouses et prairies naturelles et dans les lieux herbeux, mais elle reste relativement ubiquiste et se trouvera aussi dans les landes ouvertes ou à fougères, et certains habitats forestiers (notamment la variété *abietina*).

Commentaire. Cette espèce a été choisie comme porte-étendard des habitats de prairie pour plusieurs raisons. Tout d'abord, elle est largement répandue en France et donc se trouve potentiellement dans toutes les pelouses naturelles. Ensuite, ses couleurs et sa morphologie en font un champignon impossible à confondre avec les autres champignons de la prairie. Enfin, de manière générale, lorsque l'espèce est présente, elle se trouve largement répartie dans la prairie avec de nombreuses fructifications, ce qui permet de la détecter facilement. Cette espèce, reconnaissable par le gestionnaire lui-même, est une « sonnette d'alarme » indiquant qu'il serait intéressant de regarder plus en détail le cortège fongique de la prairie en question.

ANNEXE 2

Photographies de quelques espèces de CHEGD

Les Clavaires



Planche I. — 1. *Clavaria acuta*. 2. *Clavaria asterospora*. 3. *Clavaria fumosa*. 4. *Clavaria straminea*. 5. *Clavaria fragilis*. 6. *Clavaria zollingeri*. 7. *Clavulinopsis corniculata*. 8. *Clavulinopsis fusiformis*. 9. *Clavulinopsis helvola*.



Les Hygrocybes



Planche II. — **10.** *Clavulinopsis laeticolor*. **11.** *Clavulinopsis luteoalba*. **12.** *Clavulinopsis subtilis*. **13.** *Ramariopsis kunzei*. **14.** *Cuphophyllus flavipes*. **15.** *Cuphophyllus lacmus*. **16.** *Cuphophyllus russocoriaceus*. **17.** *Cuphophyllus virgineus*. **18.** *Hygrocybe calciphila*. **19.** *Hygrocybe cantharellus*.



Planche III. — 20. *Hygrocybe calyptriformis*. 21. *Hygrocybe ceracea*. 22. *Hygrocybe chlorophana*. 23. *Hygrocybe coccinea*. 24. *Hygrocybe conica*. 25. *Hygrocybe fornicata*. 26. *Hygrocybe insipida*. 27. *Hygrocybe intermedia*. 28. *Hygrocybe laeta* var. *laeta*. 29. *Hygrocybe miniata*. 30. *Hygrocybe nitrata*. 31. *Hygrocybe perplexa*.



Les Entolomes



Planche III. — 32. *Hygrocybe pseudoconica*. 33. *Hygrocybe punicea*. 34. *Hygrocybe quieta*. 35. *Hygrocybe reae*. 36. *Hygrocybe reidii*. 37. *Hygrocybe splendissima*. 38. *Hygrocybe unguinosa*. 39. *Entoloma ameides*. 40. *Entoloma chalybeum*. 41. *Entoloma exile*.



Les Géoglosses



Les Dermolomes et espèces associées



Planche V. — 42. *Entoloma formosum*. 43. *Entoloma incanum*. 44. *Entoloma queletii*. 45. *Geoglossum cookeianum*. 46. *Geoglossum fallax*. 47. *Geoglossum umbratile*. 48. *Trichoglossum hirsutum*. 49. *Trichoglossum walteri*. 50. *Dermoloma cuneifolium*. 51. *Porpoloma elytroides*.

ANNEXE 3

Fiche de relevé du protocole CHEGD

Département : Lieu : Placette :
GPS : Habitat : Mode de gestion :
Date : Déterminateurs : Surface :
Nbre de prospecteurs : Temps passé : Pourcentage du site parcouru :
Précision zone parcourue :

HYGROPHORACEAE

■ *Hygrocybe*
(*Cuphophyllus*)

- *berkeleyi*, *borealis* ou *ochraceopallida*
- *canescens*
- *cereopallida*
- *cinereus*
- *colemanniana*
- *flavipes*
- *fuscescens*
- *lacmus*
- *pratensis*
- *radiata*
- *russocortacea*
- *subradiata*
- *subviolascens*
- *virginea*

■ *Hygrocybe*

- *autoconica*
- *aurantiosplendens*
- *calyptroformis*
- *ceracea* ou *paraceracea*
- *chlorophana*
- *cinereifolia*
- *citrinovirens* ou *brevispora*
- *coccinea*
- *conica*, *chloroides*, *pseudococonica*, *tristis* ou *cinereifolia*
- *constrictospora*
- *euroflavescens*
- *formicata*
- *glutinipes*, *aurantioviscida*, *subminutula* ou *ortoniana*
- *ingrata*

■ *insipida* ou *minutula*

- *intermedia*
- *irrigata*
- *konradii*
- *laeta*
- *lepida*
- *marchii*
- *memorialis*
- *miniata* ou *calciphila*
- *mucronella* ou *reae*
- *nitrata*
- *obrussea*
- *ortoniana*
- *ovina*
- *perplexa*
- *persistens*, *langei*, *konradii* ou *subglobispora*
- *phaeococcinea*
- *psittacina*
- *punicea*

■ *quieta*

- *reidii*
- *spadicea*
- *splendidissima*
- *subglobispora*
- *subpapillata*
- *substrangulata*
- *turunda*
- *unguinosa*
- *vitellina*

TRICHOLOMATACEAE

- *Dermoloma*
- *atrocinereum*
- *cuneifolium*
- *cuneifolium* var. *punctipes*
- *fuscobrunneum*

▣ <i>hybridum</i> ▣ <i>magicum</i> ▣ <i>nitens</i> (syn. <i>hygrophorus</i>) ▣ <i>phaeopodium</i> ▣ <i>pragensis</i> ▣ <i>pseudocuneifolium</i>	▣ <i>atrovelutina</i> ▣ <i>foetens</i> ▣ <i>micacea</i> ▣ <i>phaeophylla</i> ▣ <i>phaeoxanthus</i> ▣ <i>schulzeri</i>	▣ <i>straminea</i> (syn. <i>flavipes</i>) ▣ <i>tenuipes</i> ▣ <i>zollingeri</i>	▣ <i>Clavicornona taxophila</i>
▣ <i>Floccularia straminea</i>	▣ <i>Clavaria</i> ▣ <i>acuta</i> (syn. <i>falcata</i>) ▣ <i>aestivalis</i> ▣ <i>affinis</i> ▣ <i>amoenoides</i> ▣ <i>argillacea</i> ▣ <i>asperulospora</i> ▣ <i>asterospora</i> ▣ <i>atrobadia</i> ▣ <i>atrofusca</i> ▣ <i>corbieri</i> ▣ <i>croslandii</i> ▣ <i>fragilis</i> (syn. <i>vermicularis</i>) ▣ <i>fumosa</i> ▣ <i>greletii</i> ▣ <i>guilleminii</i> ▣ <i>incarnata</i> ▣ <i>kriegsteineri</i> ▣ <i>lithocras</i> ▣ <i>pullei</i> (syn. <i>atroumbriana</i>) ▣ <i>purpurea</i> ▣ <i>rosea</i> ▣ <i>stellifera</i>	▣ <i>Geoglossum</i> ▣ <i>arenarium</i> ▣ <i>asaeptatum</i> ▣ <i>barlae</i> ▣ <i>cookeianum</i> ▣ <i>elongatum</i> ▣ <i>fallax</i> ▣ <i>glutinosum</i> ▣ <i>hakelieri</i> ▣ <i>lineare</i> ▣ <i>montanum</i> ▣ <i>peckianum</i> ▣ <i>simile</i> ▣ <i>starbaeckii</i> ▣ <i>umbratile</i> ▣ <i>vleugelianum</i>	GEOGLOSSACEAE
▣ <i>Pseudobaeospora</i> ▣ <i>albidula</i> ▣ <i>argentea</i> ▣ <i>calcareo</i> ▣ <i>celluloderma</i> ▣ <i>cyanea</i> ▣ <i>dichroa</i> ▣ <i>ellipticospora</i> ▣ <i>laguncularis</i> ▣ <i>pallidifolia</i> ▣ <i>paulochroma</i> ▣ <i>pillodii</i> ▣ <i>pyrifer</i>	▣ <i>Ramariopsis</i> ▣ <i>bispora</i> ▣ <i>citrina</i> ▣ <i>crocea</i> ▣ <i>kunzei</i> ▣ <i>luteonana</i> ▣ <i>luteo-ochracea</i> ▣ <i>minutula</i> ▣ <i>pulchella</i> ▣ <i>rufipes</i> (syn. <i>clavuligera</i>) ▣ <i>subkunzei</i> ▣ <i>subtilis</i> ▣ <i>subumbrinella</i> ▣ <i>tenuicula</i> (syn. <i>tenuiramosa</i>)	▣ <i>Microglossum</i> ▣ <i>cyanobasis</i> ▣ <i>fuscobubens</i> ▣ <i>griseoviride</i> ▣ <i>nudipes</i> ▣ <i>olivaceum</i> ▣ <i>rufescens</i> ▣ <i>viride</i>	
CLAVARIACEAE ▣ <i>Canarophyllopsis</i> ▣ <i>atropuncta</i>			▣ <i>Thuemenidium</i> ▣ <i>atropurpureum</i>

- **Trichoglossum**
 ■ *hirsutum*
 ■ *octopartitum*
 ■ *tetrasporum*
 ■ *variable*
 ■ *walteri*
- *cyaneoviridescens*
 ■ *exile*
 ■ *exile* var. *pyrospilum*
 ■ *farinasprellum*
 ■ *formosum*
 ■ *griseocyanum*
 ■ *griseorubidum*
 ■ *griseoviridulum*
 ■ *hispidulum*
 ■ *huijsmanii*
 ■ *ianthinomeleagris*
 ■ *incanum*
 ■ *incarnatofuscescens*
 ■ *indutoides*
 ■ *insidiosum*
 ■ *insolitum*
 ■ *juniperinum*
 ■ *kervernii*
 ■ *lampropus*
 ■ *lividocyanulum*
 ■ *longistriatum*
 ■ *longistriatum* var. *microsporum*
 ■ *longistriatum* var. *sarcitulum*
 ■ *melanochroum*
 ■ *mougeotii*
 ■ *mougeotii* var. *fuscomarginatum*
 ■ *mutabilipes*
 ■ *neglectumpallens*
 ■ *nigroviolaceum*
 ■ *ochromicaceum*
- **ENTOLOMATACEAE**
- **Entoloma (Leptonia**
 s.l.)
 ■ *albavense*
 ■ *anatium*
 ■ *armoricinum*
 ■ *asprellum*
 ■ *atrocoeruleum*
 ■ *beyeri*
 ■ *broesarpensis*
 ■ *brunneoserulatum*
 ■ *caesiocinctum*
 ■ *caeruleum*
 ■ *calaminare*
 ■ *carneogriseum*
 ■ *catalaunicum*
 ■ *chalybaeum*
 ■ *chalybaeum* var. *lactulinum*
 ■ *chloropodium*
 ■ *cocles*
 ■ *coeruleoflocculosum*
 ■ *corvinum*
 ■ *cruentatum*
- *olivaceotinctum*
 ■ *olorinum*
 ■ *parkensis*
 ■ *percandidum*
 ■ *poliopus*
 ■ *poliopus* var. *discolor*
 ■ *poliopus* var. *pavisorigerum*
 ■ *polioflavipes*
 ■ *porphyrofibrillum*
 ■ *prunicolor*
 ■ *pseudocoelestinum*
 ■ *pseudoturci*
 ■ *querquedula*
 ■ *rhynchocystidiatum*
 ■ *roseum*
 ■ *rufocarneum*
 ■ *sarcitum*
 ■ *scabropellis*
 ■ *sericellum*
 ■ *serrulatum*
 ■ *turci*
 ■ *viaregale*
 ■ *violaceozonatum*
 ■ *weholtii*
 ■ *xanthochroum*
- **Entoloma (Nolanea)**
 ■ *ameides*
 ■ *argenteostriatum*
 ■ *clandestinum*
 ■ *cryptocystidiatum*
 ■ *cuniculorum*
- **Entoloma (Pouzarella)**
 ■ *strigosissimum*
 ■ *dysthales*
- *defibulatum*
 ■ *farinogustus*
 ■ *fermandae*
 ■ *hebes*
 ■ *infula*
 ■ *infula* var. *chlorinosum*
 ■ *inutile*
 ■ *kerocarpus*
 ■ *kuehnerianum*
 ■ *lucidum*
 ■ *nitens*
 ■ *occultipigmentatum*
 ■ *ortonii*
 ■ *papillatum*
 ■ *reginae*
 ■ *saccharioides*
 ■ *sericeoides*
 ■ *sericeonitens*
 ■ *sericeum*
 ■ *sericeum* var. *cinereoopacuum*
 ■ *solstitiale*
 ■ *tibitcystidiatum*
 ■ *triste*
 ■ *undulatosporum*
 ■ *velenovskii*
 ■ *ventricosum*
 ■ *verecundum*
 ■ *xanthocaulon*

- | | | | |
|-----------------------------|---------------------------|---------------------------|---|
| ▣ <i>dysthaloides</i> | ▣ <i>conferendum</i> | ▣ <i>jubatum</i> | ▣ <i>rhombisporum</i> |
| ▣ <i>hirtum</i> | ▣ <i>conocybecystis</i> | ▣ <i>korhonensis</i> | ▣ <i>rhombisporum</i> var. |
| ▣ <i>romagnesii</i> | ▣ <i>cuboideum</i> | ▣ <i>lanicum</i> | ▣ <i>floccipes</i> |
| ▣ <i>pulvereum</i> | ▣ <i>enderlei</i> | ▣ <i>madidum</i> | ▣ <i>riedheimensis</i> |
| ▣ <i>foetidum</i> | ▣ <i>excentricum</i> | ▣ <i>pallideradicatum</i> | ▣ <i>rusticoides</i> |
| ▣ <i>Entoloma</i> (autres) | ▣ <i>excentricum</i> var. | ▣ <i>phlebodermium</i> | ▣ <i>undatum</i> |
| ▣ <i>albogranulosum</i> | ▣ <i>porphyrocephalum</i> | ▣ <i>plebeioides</i> | ▣ <i>valdeumbonatum</i> |
| ▣ <i>bloxamii</i> | ▣ <i>flocculosum</i> | ▣ <i>pluteidermium</i> | ▣ <i>vinaceum</i> |
| ▣ <i>brunneoflocculosum</i> | ▣ <i>fridolfingense</i> | ▣ <i>prunuloides</i> | ▣ <i>vinaceum</i> var. <i>fumosipes</i> |
| ▣ <i>cancrinellum</i> | ▣ <i>fuscotomentosum</i> | ▣ <i>rancidodorum</i> | ▣ <i>vinaceum</i> var. <i>violipes</i> |
| | ▣ <i>henrici</i> | ▣ <i>resutum</i> | ▣ <i>vindobonense</i> |

Commentaires (espèces complémentaires) :

ANNEXE 4
Résultats pour différents sites de référence en Europe

Publication	Site	Surface	Pays	Visite unique ou cumul	C	H	E	G	D	Gradient CHEGD
Rotheroe (1999)	Garn Ddyrys, Tumble		Pays de Galles	1 visite	1	17	0	4		22
Rotheroe (1999)	Hafold Estate		Pays de Galles	1 visite	1	15	0	0		16
Rotheroe (1999)	Carreg Cennen SSSI		Pays de Galles	1 visite	3	14	1	0		18
Rotheroe (1999)	Llanechaeron Estate (NT)		Pays de Galles	1 visite	4	13	4	1		22
Rotheroe (1999)	Garn Ddyrys, Tumble		Pays de Galles	cumul	3	28	0	5		36
Rotheroe (1999)	Hafold Estate		Pays de Galles	cumul	4	26	7	0		37
Rotheroe (1999)	Llanechaeron Estate (NT)		Pays de Galles	cumul	6	23	7	2		38
Rotheroe (1999)	Carreg Cennen SSSI		Pays de Galles	cumul	4	19	4	0		27
Griffith (2013)	Halkyn	771,8 ha	Pays de Galles	2	5	19	24	5	2	55
Griffith (2013)	Bryn Alyn	112,3 ha	Pays de Galles	2	4	16	16	5	1	42
Griffith (2013)	Somerton Farm	20,7 ha	Pays de Galles	2	12	15	8	4	1	40

Griffith (2013)	Gilfach Farm	84,7 ha	Pays de Galles	2	9	22	7	4	1	43
Griffith (2013)	Blaen Nedd	187 ha	Pays de Galles	2	6	25	11	4	1	47
Griffith (2013)	Gilwern Hill	81 ha	Pays de Galles	2	10	23	4	4	0	41
Griffith (2013)	Trawscoed	418 ha	Pays de Galles	> 20	15	34	21	3	0	78
Griffith (2013)	Mynydd Epynt	14568 ha	Pays de Galles	> 20	10	33	12	7	0	64
Griffith (2013)	Longshaw Estate	280 ha	Angleterre	> 20	11	30	26	7	0	74
Griffith (2013)	Alport	?	Angleterre	> 20	10	30	20	6	0	67
Griffith (2013)	Moel Tryfan	15 ha	Pays de Galles	10	10	29	11	5	0	43
Griffith (2013)	St. Kilda (Hirta)	1500 ha	Écosse	?	7	27	32	3	1	70
Griffith (2013)	Hopetoun House	2 ha	Écosse	15	9	27	5	1	0	42
Griffith (2013)	Kindrogen	10 ha	Écosse	> 20	6	26	27	2	3	66
Griffith (2013)	Kerridge Hill	?	Angleterre	9	7	26	10	0	0	43
Griffith (2013)	Crimsworth Dean	grand	Angleterre	> 20	5	25	28	3	1	62
Mitchel (2006)	Tullycomman, Carran	?	Irlande	1?	0	11	1	0	0	12
Mitchel (2006)	Fanore dunes, Cahar valley, Cahemacnaghten	?	Irlande	1?	2	14	3	2	1	22
Mitchel (2006)	Carrickmacnaghten	?	Irlande	1?	1	10	2	0	0	13
Mitchel (2006)	Black Head	?	Irlande	1?	1	16	3	3	0	23

Mitchel (2006)	Turlough Hill	?	Irlande	1?	3	13	4	2	0	22
Mitchel (2006)	Fahee North, Doomore	?	Irlande	1?	0	16	2	2	0	20
Melay (2009 ?)	Hury reservoir	?	Angleterre	1	1	16	0	0	0	17
Sellier (2014)	Réserve naturelle nationale du Pinail (86)	2,5 ha	France	> 20	4	10	13	1	0	28
Moyne (2006)	Courcelles-lès-Quingey (25)	?	France	?	18	26	11	11	8	74
Moingeon (2014)	Pelouse d’Ouhans(25)	9 ha	France	?	3	20	7	5	3	38
Gardiennet et Morant (comm. pers. 2015)	Réserve naturelle nationale de la Combe Lavaux-Jean Roland (pelouse du Champ-Sement) (21)	4,6 ha	France	8	13	18	23	5	3	62
Corriol (2007)	Route de la Bouillante en forêt d’Orléans	0,5 ha	France	5	4	12	20	1	1	38
Corriol (comm. pers 2017)	Plateau de Payolle Vallon du ruisseau de la Prade (65)	1,5 ha	France	5	6	27	8	5	2	43
Montagne (comm. pers. 2015)	Stade d’Antigny (86)	1,5 ha	France	1	8	11	3	3	2	27
Gatignol (comm. pers. 2015)	Pelouse de Givray (86)	8 ha	France	> 20	10	14	15	3	3	45

ANNEXE 5

Liste des espèces de champignons bioindicateurs

Nom scientifique des taxons

Catégorie A : Espèces très sensibles aux nitrates (disparaissant en présence de la moindre trace de nitrate)

<i>Calocybe gambosa</i> f. <i>graveolens</i> (Pers. : Fr.) Kalamees
<i>Camarophylloopsis atropuncta</i> (Pers. : Fr.) Arnolds
<i>Camarophylloopsis atrovelutina</i> (Romagn.) D. Argaud
<i>Camarophylloopsis foetens</i> (W. Phillips) Arnolds
<i>Camarophylloopsis phaeophylla</i> (Romagn.) Arnolds
<i>Camarophylloopsis phaeoxantha</i> (Romagn.) Arnolds
<i>Camarophylloopsis schulzeri</i> (Bres.) Herink
<i>Clavaria acuta</i> Sow. : Fr.
<i>Clavaria argillacea</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria argillacea</i> var. <i>sphagnicola</i> (Boud.) Corner
<i>Clavaria fragilis</i> Holmsk. : Fr.
<i>Clavaria fumosa</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria greletii</i> Boud.
<i>Clavaria incarnata</i> Weinm.
<i>Clavaria straminea</i> Cotton
<i>Clavaria tenacella</i> Pers. : Fr.
<i>Clavaria zollingeri</i> Lév.
<i>Clavulinopsis fusiformis</i> (Sow. : Fr.) Corner
<i>Clavulinopsis helvola</i> var. <i>geoglossoides</i> (Boud. & Pat.) Corner
<i>Clavulinopsis umbrinella</i> (Sacc.) Corner
<i>Coprinus rapidus</i> Fr.
<i>Cuphophyllus angustifolius</i> (Murrill) Bon
<i>Cuphophyllus berkeleyi</i> (P. D. Orton & Watling) Bon
<i>Cuphophyllus borealis</i> (Peck) Bon
<i>Cuphophyllus cereopallidus</i> (Clémenton) Bon
<i>Cuphophyllus cereopallidus</i> f. <i>bisporiger</i> Bon

<i>Cuphophyllus cinereus</i> (Fr.) Bon
<i>Cuphophyllus colemannianus</i> (Bloxam) Bon
<i>Cuphophyllus flavipes</i> (Britzelm.) Bon
<i>Cuphophyllus fuscescens</i> (Bres.) Bon
<i>Cuphophyllus lacmus</i> (Schum.) Bon
<i>Cuphophyllus ochraceopallidus</i> (P. D. Orton) Bon
<i>Cuphophyllus radiatus</i> (Arnolds) Bon
<i>Cuphophyllus russocoriaceus</i> (Berk. & Miller) Bon
<i>Dermoloma atrocinerum</i> (Pers.) P. D. Orton
<i>Dermoloma cuneifolium</i> (Fr. : Fr.) Bon
<i>Dermoloma phaeopodium</i> P. D. Orton
<i>Dermoloma pseudocuneifolium</i> Bon
<i>Dermoloma pseudocuneifolium</i> var. <i>pragensis</i> Bon
<i>Entoloma ameides</i> (Berk. & Br.) Sacc.
<i>Entoloma asprellum</i> (Fr. : Fr.) Fayod
<i>Entoloma bloxamii</i> (Berk. & Br.) Sacc.
<i>Entoloma caeruleoflocculosum</i> Noordel.
<i>Entoloma carneogriseum</i> (Berk. & Br.) Noordel.
<i>Entoloma chalybaeum</i> (Pers. : Fr.) Noordel.
<i>Entoloma chalybaeum</i> var. <i>lazulinum</i> (Fr.) Noordel.
<i>Entoloma chloropolium</i> (Fr.) Moser
<i>Entoloma cyanulum</i> (Lasch : Fr.) Noordel.
<i>Entoloma dichroum</i> (Pers. : Fr.) P. Kumm.
<i>Entoloma dysthaloides</i> Noordel.
<i>Entoloma excentricum</i> Bres.
<i>Entoloma exile</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma griseoluridum</i> (Kühner) Moser
<i>Entoloma henrici</i> Horak & Aeberhardt
<i>Entoloma incanum</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma inopiliforme</i> M. Bon
<i>Entoloma jubatum</i> (Fr. : Fr.) P. Karst.
<i>Entoloma lampropus</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma lividocyanulum</i> Noordel.

<i>Entoloma longistriatum</i> (Peck) Noordel.
<i>Entoloma longistriatum</i> var. <i>microsporum</i> (P. D. Orton) Noordel.
<i>Entoloma longistriatum</i> var. <i>sarcitulum</i> (P. D. Orton) Noordel.
<i>Entoloma melanochroum</i> Noordel.
<i>Entoloma mougeotii</i> (Fr.) Hesler
<i>Entoloma opacum</i> Noordel.
<i>Entoloma papillatum</i> (Bres.) Dennis
<i>Entoloma poliopus</i> (Romagn.) Noordel.
<i>Entoloma poliopus</i> var. <i>parvisporigerum</i> Noordel.
<i>Entoloma porphyrophaeum</i> (Fr.) P. Karst.
<i>Entoloma prunuloides</i> (Fr. : Fr.) Quél.
<i>Entoloma prunuloides</i> var. <i>obscurum</i> Arnolds & Noordel.
<i>Entoloma pseudoturci</i> Noordel.
<i>Entoloma queletii</i> (Boud.) Noordel.
<i>Entoloma rhombisporum</i> (Kühner & Boursier) Horak
<i>Entoloma roseum</i> (Longyear) Hesler
<i>Entoloma rusticoides</i> (Gillet) Noordel.
<i>Entoloma serrulatum</i> (Fr. : Fr.) Hesler
<i>Entoloma tjallingiorum</i> Noordel.
<i>Entoloma turci</i> (Bres.) Moser
<i>Entoloma undatum</i> (Gillet) Moser
<i>Entoloma undatum</i> var. <i>viarum</i> (Romagn.) Courtec.
<i>Geoglossum barlae</i> Boud.
<i>Geoglossum cookeanum</i> Nannf.
<i>Geoglossum fallax</i> E. J. Durand
<i>Geoglossum glabrum</i> Pers. : Fr.
<i>Geoglossum glabrum</i> var. <i>sphagnophilum</i> (Ehrenb.) Fr.
<i>Geoglossum glutinosum</i> Pers.
<i>Geoglossum sphagnophilum</i> Ehrenb.
<i>Geoglossum umbratile</i> Sacc.
<i>Hygrocybe acutopunicea</i> Haller & F. H. Møller
<i>Hygrocybe aurantiosplendens</i> R. Haller
<i>Hygrocybe chlorophana</i> var. <i>aurantiaca</i> Bon

<i>Hygrocybe ingrata</i> Jenssen & F. H. Møller
<i>Hygrocybe nitrata</i> (Pers.) Wünsche
<i>Hygrocybe ovina</i> (Bull. : Fr.) Kühner
<i>Hygrocybe punicea</i> (Fr. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe spadicea</i> (Scop. : Fr.) P. Karst.
<i>Hygrocybe splendidissima</i> (P. D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe subminutula</i> (Murrill) Pegler
<i>Microglossum olivaceum</i> (Pers. : Fr.) Gillet
<i>Ramariopsis kunzei</i> (Fr. : Fr.) Corner
<i>Rugosomyces ionides</i> (Bull. : Fr.) Bon

Catégorie B : Espèces sensibles aux nitrates (disparaissant très rapidement en présence de nitrates)

<i>Calocybe gambosa</i> (Fr. : Fr.) Donk
<i>Calocybe gambosa</i> var. <i>flavida</i> (Fr.) Donk
<i>Cuphophyllus niveus</i> (Fr.) Bon
<i>Cuphophyllus niveus</i> f. <i>roseipes</i> (Masse) Bon
<i>Cuphophyllus pratensis</i> (Pers. : Fr.) Bon
<i>Cuphophyllus pratensis</i> var. <i>vitulinus</i> (Pers.) Bon
<i>Cuphophyllus virgineus</i> (Wulfen : Fr.) Kovalenko
<i>Entoloma chlorinosum</i> Arnolds & Noordel.
<i>Entoloma griseorubidum</i> Noordel.
<i>Hygrocybe aurantiolutescens</i> P. D. Orton
<i>Hygrocybe aurantioviscida</i> Arnolds
<i>Hygrocybe calciphila</i> Arnolds
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> (Berk.) Fayod
<i>Hygrocybe calyptriformis</i> f. <i>silvatica</i> (Haller & Métrod)
<i>Hygrocybe cantharellus</i> (Schw. : Fr.) Murrill
<i>Hygrocybe ceracea</i> (Wulfen : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe ceracea</i> f. <i>rubella</i> (Bon) Bon
<i>Hygrocybe ceracea</i> var. <i>vitellinoides</i> (Bon) Bon
<i>Hygrocybe chlorophana</i> (Fr. : Fr.) Wünsche

<i>Hygrocybe cinereifolia</i> Courtec. & Priou
<i>Hygrocybe citrina</i> (Rea) J. E. Lange
<i>Hygrocybe citrinovirens</i> (J. E. Lange) J. Schäffer
<i>Hygrocybe coccinea</i> (Schæff. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe coccinea</i> var. <i>umbonata</i> Herink
<i>Hygrocybe coccineocrenata</i> (P. D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe conica</i> (Schæff. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>chloroides</i> (Malençon) Bon
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>minor</i> Monthoux & Röllin
<i>Hygrocybe conica</i> var. <i>tristis</i> (Pers.) Heinemann
<i>Hygrocybe euroflavescens</i> Kühner
<i>Hygrocybe fornicata</i> (Fr.) Singer
<i>Hygrocybe fornicata</i> var. <i>clivalis</i> (Fr.) Bon
<i>Hygrocybe fornicata</i> var. <i>streptopus</i> (Fr.) Arnolds
<i>Hygrocybe glutinipes</i> (J. E. Lange) R. Haller
<i>Hygrocybe glutinipes</i> var. <i>rubra</i> Bon
<i>Hygrocybe insipida</i> (Lundell) Moser
<i>Hygrocybe intermedia</i> (Passerini) Fayod
<i>Hygrocybe irrigata</i> (Pers. : Fr.) Bon
<i>Hygrocybe konradii</i> Haller
<i>Hygrocybe konradii</i> var. <i>pseudopersistens</i> Bon
<i>Hygrocybe laeta</i> (Pers. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe laeta</i> f. <i>pseudopsittacina</i> Bon
<i>Hygrocybe marchii</i> (Bres.) F. H. Møller
<i>Hygrocybe miniata</i> (Fr. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe mucronella</i> (Fr.) P. Karst.
<i>Hygrocybe obrussea</i> (Fr. : Fr.) Wünsche
<i>Hygrocybe olivaceonigra</i> (P. D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe ortoniana</i> Bon
<i>Hygrocybe paraceracea</i> Bon
<i>Hygrocybe parvula</i> (Peck) Pegler
<i>Hygrocybe perplexa</i> (A. H. Smith & Hesler) Arnolds
<i>Hygrocybe persistens</i> (Britzelm.) Singer

<i>Hygrocybe persistens</i> var. <i>langei</i> (Kühner) Bon
<i>Hygrocybe pseudoconica</i> J. E. Lange
<i>Hygrocybe pseudocuspidata</i> Kühn.
<i>Hygrocybe psittacina</i> (Schæff. : Fr.) P. Kumm.
<i>Hygrocybe quieta</i> (Kühner) Singer
<i>Hygrocybe reae</i> (Maire) J. E. Lange
<i>Hygrocybe reidii</i> Kühner
<i>Hygrocybe riparia</i> var. <i>conicopalustris</i> (Bon) Bon
<i>Hygrocybe subglobispora</i> (P. D. Orton) Moser
<i>Hygrocybe subglobispora</i> var. <i>aurantiorubra</i> Arnolds
<i>Hygrocybe substrangulata</i> (P. D. Orton) P. D. Orton & Watling
<i>Hygrocybe turunda</i> (Fr. : Fr.) P. Karst.
<i>Hygrocybe unguinosa</i> (Fr. : Fr.) P. Karst.
<i>Hygrocybe vitellina</i> (Fr.) P. Karst.

Catégorie C : Espèce nitratoclines à nitratophiles (favorisées par des doses de nitrates modérées à importantes)

<i>Abortiporus biennis</i> (Bull. : Fr.) Singer
<i>Agaricus arvensis</i> Schæff. : Fr.
<i>Agaricus benesii</i> (Pilát) Singer
<i>Agaricus bisporus</i> (J. E. Lange) Imbach
<i>Agaricus bisporus</i> var. <i>albidus</i> (J. E. Lange) Singer
<i>Agaricus bitorquis</i> (Quél.) Sacc.
<i>Agaricus bitorquis</i> var. <i>validus</i> (F. H. Møller) Bon & Cappelli
<i>Agaricus bresadolanus</i> Bohus
<i>Agaricus campestris</i> L. : Fr.
<i>Agaricus campestris</i> var. <i>equestris</i> (F. H. Møller) Pilát
<i>Agaricus moelleri</i> Wasser
<i>Agaricus osecanus</i> Pilát
<i>Agaricus spissicaulis</i> F. H. Møller
<i>Agaricus subfloccosus</i> (J. E. Lange) J. Hlaváček
<i>Agaricus subperonatus</i> (J. E. Lange) Singer

<i>Agaricus xanthoderma</i> Genevier
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>griseus</i> (A. Pearson) Bon & Cappelli
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>lepiotoides</i> Maire
<i>Agaricus xanthoderma</i> var. <i>meleagroides</i> (A. Pearson) Bon & Cappelli
<i>Arrhenia griseopallida</i> (Desmazières : Fr.) Watling
<i>Bolbitius coprophilus</i> (Peck) Hongo
<i>Bolbitius titubans</i> (Bull. : Fr.) Fr.
<i>Bolbitius titubans</i> var. <i>vitellinus</i> (Pers. : Fr.) Courtec.
<i>Bolbitius variicolor</i> G. F. Atkinson
<i>Chlorophyllum brunneum</i> (Farlow & Burt) Vellinga
<i>Clathrus ruber</i> P. Micheli ex Pers.
<i>Clitocybe agrestis</i> Harmaja
<i>Clitocybe candicans</i> (Pers. : Fr.) P. Kumm.
<i>Clitocybe collina</i> (Velen.) Klán
<i>Clitocybe dealbata</i> (Sow. : Fr.) P. Kumm.
<i>Clitocybe dealbata</i> var. <i>augeana</i> (Montagne) Raithelhuber
<i>Clitocybe dealbata</i> var. <i>minor</i> (Cooke) Rea
<i>Clitocybe graminicola</i> Bon
<i>Clitocybe gyrans</i> (Fr.) Fr.
<i>Clitocybe nitrophila</i> Bon
<i>Clitocybe sinopica</i> (Fr. : Fr.) P. Kumm.
<i>Conocybe apala</i> (Fr. : Fr.) Arnolds
<i>Conocybe fuscimarginata</i> (Murrill) Singer
<i>Conocybe leucopus</i> Kühner & Watling
<i>Conocybe rickenii</i> (J. Schäffer) Kühner
<i>Conocybe tenera</i> (Schæff. : Fr.) Fayod
<i>Conocybe velutipes</i> (Velen.) Hausknecht & Svrček
<i>Coprinus atramentarius</i> (Bull. : Fr.) Fr.
<i>Coprinus bisporus</i> J. E. Lange
<i>Coprinus cinereus</i> (Schæff. : Fr.) Gray
<i>Coprinus comatus</i> (O. F. Müller) Pers.
<i>Coprinus macrocephalus</i> (Berk.) Berk.
<i>Coprinus niveus</i> (Pers. : Fr.) Fr.

<i>Coprinus phlyctidosporus</i> Romagn.
<i>Coprinus velaris</i> Fr.
<i>Cystolepiota adulterina</i> (F. H. Møller) Bon
<i>Cystolepiota adulterina</i> var. <i>subadulterina</i> (Bon) Bon
<i>Cystolepiota bucknallii</i> (Berk. & Br.) Singer & Cléménçon
<i>Cystolepiota hetieri</i> (Boud.) Singer
<i>Cystolepiota moelleri</i> Knudsen
<i>Cystolepiota seminuda</i> (Lasch) Bon
<i>Disciotis venosa</i> (Pers. : Fr.) Arnould
<i>Echinoderma asperum</i> (Pers. : Fr.) Bon
<i>Echinoderma friesii</i> (Lasch) Bon
<i>Echinoderma jacobii</i> (Vellinga & Knudsen) Rald, Heilmann-Clausen & C. Lange
<i>Entoloma icterinum</i> (Fr. : Fr.) Moser
<i>Entoloma incarnatofuscescens</i> (Britzelm.) Noordel.
<i>Entoloma juncinum</i> (Kühner & Romagn.) Noordel.
<i>Geastrum fornicatum</i> (Huds.) Hooker
<i>Geastrum striatum</i> DC.
<i>Hebeloma leucosarx</i> P. D. Orton
<i>Inocybe cincinnata</i> (Fr. : Fr.) Quél.
<i>Inocybe maculata</i> Boud.
<i>Lacrymaria lacrymabunda</i> (Bull. : Fr.) Pat.
<i>Langermannia gigantea</i> (Batsch : Pers.) Rostkovius
<i>Lepiota acerina</i> Peck
<i>Lepiota cristata</i> (Bolt. : Fr.) Kummer
<i>Lepiota grangei</i> (Eyre) Kühner
<i>Lepiota josserandii</i> Bon & Boiffard
<i>Lepiota latispota</i> (Wasser) Bon
<i>Lepiota lilacea</i> Bres.
<i>Lepiota pseudohelveola</i> Hora
<i>Lepiota pseudolilacea</i> Huijsman
<i>Lepiota subgracilis</i> Wasser
<i>Lepiota subincarnata</i> J. E. Lange
<i>Lepiota sublaevigata</i> Bon & Boiffard

<i>Lepista caespitosa</i> (Bres.) Singer
<i>Lepista glaucocana</i> (Bres.) Singer
<i>Lepista irina</i> (Fr.) Bigelow
<i>Lepista multiformis</i> (Romell) G. Gulden
<i>Lepista nebularis</i> var. <i>stenophylla</i> (P. Karst.) Bon
<i>Lepista nuda</i> (Bull. : Fr.) Cooke
<i>Lepista panaeolus</i> (Fr.) P. Karst.
<i>Lepista panaeolus</i> var. <i>nimbata</i> (Batsch : Fr.) Bon
<i>Lepista personata</i> (Fr. : Fr.) Cooke
<i>Lepista sordida</i> (Schum. : Fr.) Singer
<i>Leucoagaricus badhamii</i> (Berk. & Br.) Locquin
<i>Leucoagaricus bresadolae</i> (Schulzer) Bon
<i>Leucoagaricus cinerascens</i> (Quél.) Bon & Boiffard
<i>Leucoagaricus cinereolilacinus</i> (Barbier) Bon & Boiffard
<i>Leucoagaricus holosericeus</i> (Gillet) Moser
<i>Leucoagaricus leucothites</i> (Vittadini) Wasser
<i>Leucoagaricus subcretaceus</i> Bon
<i>Leucoagaricus sublittoralis</i> (Kühner ex Hora) Singer
<i>Leucocoprinus cepistipes</i> (Sow. : Fr.) Pat.
<i>Leucocoprinus cretatus</i> Lanzoni
<i>Leucopaxillus giganteus</i> (Leysser : Fr.) Singer
<i>Lyophyllum fumosum</i> (Pers. : Fr.) P. D. Orton
<i>Macrocystidia cucumis</i> (Pers. : Fr.) Joss.
<i>Marasmius oreades</i> (Bolt. : Fr.) Fr.
<i>Melanogaster broomeianus</i> Berk.
<i>Melanoleuca brevipes</i> (Bull. : Fr.) Pat.
<i>Melanoleuca kuehneri</i> Bon
<i>Melanoleuca polioleuca</i> (Fr.) Kühner & Maire
<i>Melanophyllum eyrei</i> (Masse) Singer
<i>Melanophyllum haematospermum</i> (Bull. : Fr.) Kreisel
<i>Meotomyces dissimulans</i> (Berk. & Br.) Vizzini
<i>Mitrophora semilibera</i> f. <i>acuta</i> (Velen.) Svrček
<i>Morchella costata</i> (Vent.) Pers.

<i>Morchella gigas</i> (Batsch : Fr.) Pers.
<i>Morchella tridentina</i> Bres.
<i>Omphalina pyxidata</i> (Bull. : Fr.) Quél.
<i>Panaeolus ater</i> (J. E. Lange) Bon
<i>Panaeolus campanulatus</i> (P. Kumm.) Quél.
<i>Panaeolus cinctulus</i> (Bolt.) Sacc.
<i>Panaeolus fimicola</i> (Pers. : Fr.) Quél.
<i>Panaeolus olivaceus</i> F. H. Møller
<i>Panaeolus papilionaceus</i> (Bull. : Fr.) Quél.
<i>Panaeolus phalaenarum</i> (Fr.) Quél.
<i>Panaeolus retirugis</i> (Fr.) Gillet
<i>Panaeolus semiovatus</i> (Sow. : Fr.) Lundell & Nannfeldt
<i>Panaeolus sphinctrinus</i> (Fr.) Quél.
<i>Pholiotina filaris</i> (Fr.) Fayod
<i>Pholiotina hadrocystis</i> (Kits van Waveren) Courtec.
<i>Pholiotina pygmaeoaffinis</i> (Fr.) Singer
<i>Psathyrella candolleana</i> (Fr. : Fr.) Maire
<i>Psathyrella conopilus</i> (Fr. : Fr.) Pearson & Dennis
<i>Psathyrella corrugis</i> f. <i>gracilis</i> (Pers. : Fr.) Enderle
<i>Psathyrella leucotephra</i> (Berk. & Br.) P. D. Orton
<i>Psathyrella multipedata</i> (Peck) Smith
<i>Psathyrella pseudogracilis</i> (Romagn.) Nathorst-Windahl
<i>Psathyrella tephrophylla</i> (Romagn.) Romagn.
<i>Psilocybe coprophila</i> (Bull. : Fr.) P. Kumm.
<i>Psilocybe fimetaria</i> (P. D. Orton) Watling
<i>Psilocybe luteonitens</i> (Vahl : Fr.) Parker-Rhodes
<i>Psilocybe subcoprophila</i> (Britzelm.) Sacc.
<i>Rhodocybe popinalis</i> (Fr. : Fr.) Singer
<i>Stropharia rugosoannulata</i> Farlow
<i>Tricholomella constricta</i> (Fr. : Fr.) Kalamees
<i>Tricholomella leucocephala</i> (Bull. : Fr.) Bon
<i>Vascellum pratense</i> (Pers. : Pers.) Kreisel
<i>Volvariella gloiocephala</i> (DC. : Fr.) Boekhout & Enderle

ANNEXE 6

Présentation du guide d'identification : *Les Hygrocybes de pelouses sèches pour le diagnostic terrain, littoral et étage alpin exclus (CBNPMP)*

Cet outil a été conçu par le Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées dès 2008 et actualisé en décembre 2016. Il a pour but de diffuser au réseau des correspondants naturalistes du territoire un outil pratique de terrain. Il permet ainsi d'attirer l'attention et stimuler les observations effectuées sur ce groupe de bioindicateurs, notamment en lien avec la publication d'une liste rouge régionale d'espèces menacées (<http://cbnmpm.blogspot.fr/search/label/champignons>).

À partir de 2014, il a été utilisé plus officiellement, dans le cadre d'un projet partenarial sur l'amélioration des habitats secs (dont les pelouses) de Midi-Pyrénées conduit par l'association Nature Midi-Pyrénées (<http://www.naturemp.org/-Milieux-secs-de-Midi-Pyrenees,149-.html>). Il a servi de support sur le terrain pour deux formations réalisées par le CBN des Pyrénées et de Midi-Pyrénées à plusieurs reprises, pour des salariés et bénévoles impliqués dans le cadre de ce projet, sur une pelouse riche de 25 espèces d'Hygrocybe. Environ 25 naturalistes non mycologues ont ainsi été formés avec succès à l'utilisation de la clé, avec, en fin de journée, un résultat de détermination très satisfaisant. Cette formation a aussi mis en évidence les difficultés d'utilisation initialement rencontrées par les débutants dans l'appréciation des caractères clés sur le terrain et la bien plus grande efficacité de l'outil après une journée « d'étalonnage » encadré.

Plus qu'une clé de détermination, l'outil a été pensé dès le départ comme aide au diagnostic, notamment inspiré des travaux de bioévaluation qui ont été réalisés en Europe du Nord et qui sont largement repris dans le cadre de la présente note.



Page de présentation de la fiche n° 10 du conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées, prochainement téléchargeable à l'adresse suivante : <http://cbnmpm.blogspot.fr/p/telechargement.html>

ANNEXE 7

Fiche des mousses accompagnant régulièrement les CHEGD

Fig. 1. — *Rhytidiadelphus squarrosus*Fig. 2. — *Pseudoscleropodium purum**Rhytidiadelphus squarrosus* (Hedw.) Warnst.**Description**

Plante de 5 à 15 cm de haut (fig. 1), très peu ramifiée, dressée, de couleur vert clair à jaune-vert, élancée, à tige rouge, formant des gazons lâches. Feuilles ovales se rétrécissant en une longue pointe à extrémité finement dentée. Feuilles déjetées de toute part, et recourbées comme des crocs, non plissées, avec deux nervures courtes et faiblement marquées.

Écologie

Emplacements herbeux légèrement ombragés, dans les prairies et dans les forêts claires.

Pseudoscleropodium purum (Hedw.) M. Fleisch.**Description**

Plante couchée atteignant 15 cm (fig. 2), dressée, robuste, mais souple, d'un vert pâle. Disposition pennée. Tige et rameaux toujours verts à sommet obtus. Feuilles imbriquées, ovales ou elliptiques, fortement concaves, très finement dentées sur tout le contour, munies de plis peu profonds et d'une nervure assez large à la base qui atteint ou dépasse la moitié de la longueur de la feuille. Feuilles caulinaires larges, mesurant $2-3 \times 0,75-1$ mm, à sommet assez arrondi, mais se terminant en pointe courte souvent réfléchie. Marge étalée ou incurvée dans le tiers supérieur ou plus longuement. Feuilles raméales identiques, mais plus petites et plus étroites, $1,5-2 \times 0,75-1$ mm, à cellules relativement courtes et à parois épaisses au sommet, puis s'allongeant et devenant sublinéaires ($60-90 \times 5-8 \mu\text{m}$). Les cellules de la marge, aiguës à leur sommet et saillantes, forment une petite dent, tandis que celles de la base, courtement rectangulaires ($40 \times 20 \mu\text{m}$), constituent des oreillettes petites, mais assez distinctes.

Écologie

Espèce assez ubiquiste et venant plutôt en lieux frais ou ombragés. Cette espèce est présente dans les prairies, landes, boisements et forêts.