

Rapport d'étude sur les Macromycètes (surtout Basidiomycètes agaricoïdes) Mission d'inventaire mycologique 2019

Gilles Corriol¹, Mélanie Roy²

¹ Conservatoire botanique national des Pyrénées et de midi-Pyrénées

² Laboratoire Evolution et Diversité Biologique, Université de Toulouse

Résumé

Sont rapportés ici les résultats d'inventaire des champignons supérieurs issus d'une mission d'une semaine en forêt amazonienne en juin 2019, aux alentours du village de Saül, au cœur de la Guyane française, pour le compte du Parc national amazonien de Guyane, dans le cadre de son Atlas de la biodiversité des communes (ABC).

115 récoltes ont été photographiées in situ, décrites in vivo et étudiées au laboratoire, dont 98 ont fait l'objet de séquençages moléculaires (régions ITS et 28S de l'ADN ribosomique). Ces 115 récoltes se sont révélées appartenir à 100 taxons différents (98 espèces et deux variétés). Parmi eux 66 (correspondants à 72 récoltes) ont pu être identifiés au rang spécifique ou variétal de façon satisfaisante à l'issue de leur étude micro-anatomique avec la littérature spécialisée disponible.

Sur les 98 récoltes échantillonnées, 77 séquences ITS et 90 séquences 28S ont été obtenues. Leur comparaison aux séquences disponibles dans la base de données internationale Genbank a permis de confirmer l'identification de 24 taxons. L'analyse phylogénétique de ces séquences a permis de tester la conspécificité de certaines récoltes, de situer certaines récoltes indéterminées relativement aux séquences disponibles dans la base de données et de constater la position isolée d'une trentaine de celles non identifiées. Les limites des méthodes d'investigation moléculaires sont aussi mises en évidence.

*Parmi les 66 taxons identifiés lors de cet inventaire, 37 sont nouveaux pour l'inventaire mycologique de la Guyane. Et parmi ceux non identifiés, on peut raisonnablement estimer suite à notre étude approfondie, qu'un tiers des récoltes correspond à des espèces inconnues (environ une trentaine), à ce jour non décrites. Les groupes taxinomiques systématiquement récoltés (Basidiomycètes agaricoïdes, gastéroïdes, clavarioïdes et stéréoïdes et Ascomycètes appartenant aux Sarcoscyphaceae et au Geoglossaceae), représentent 52 genres répartis en 26 familles, parmi lesquelles certaines sont particulièrement bien représentées. Ainsi les deux tiers des récoltes appartiennent à seulement cinq familles dominantes : les Marasmiaceae, Agaricaceae, Omphalotaceae, Entolomataceae et Pluteaceae (par ordre décroissant en nombre de récoltes). Le genre dominant est le genre *Marasmius* avec 10 récoltes. La famille la moins bien connue est celle des Agaricaceae au sein de laquelle aucune des 11 lépiotes différentes récoltées n'a pu être identifiée avec certitude. Écologiquement, les espèces saprotrophes sont hyperdominantes (94 % des récoltes). Elles se répartissent entre lignicoles (44%), humicoles (35 %) et saprotrophes de la litière (15 %). Les autres types nutritifs, et notamment les champignons mycorhiziens sont anecdotiques.*

Mots clés

Mycologie, basidiomycètes, agaricoïdes, macromycètes, Saül, Guyane française

Marasmius haematocephalus var. *purpureomarginatus*,
Saül, le 21 juin 2019, chemin de l'aérodrome,
leg. J. Fournier, photo G. Corriol



Introduction

La forêt pluviale équatoriale amazonienne est célèbre pour son exceptionnelle biodiversité. Elle a attiré la curiosité des naturalistes et biologistes de longue date. Des dizaines de milliers d'espèces y ont été découvertes et décrites. Sa flore est aujourd'hui relativement bien connue. On y dénombre environ 40 000 espèces de plantes. En revanche, la connaissance des champignons de cette immense forêt est très fragmentaire. Les raisons en sont multiples. Tout d'abord, l'extrême diversité taxinomique, morphologique et biologique du monde fongique, le groupe d'êtres vivants le plus diversifié après les invertébrés. On estime classiquement le nombre d'espèces de champignons environ 6 fois supérieur à celui des plantes, ce qui donne une idée de la potentialité vertigineuse de diversité des champignons de l'Amazonie. Ensuite, la grande complexité d'étude des organismes fongiques. Celle-ci réside à plusieurs niveaux. Tout d'abord dans la détection, le prélèvement et la conservation des sporophores souvent fragiles, fugaces et rapidement putrescibles, particulièrement en climat tropical, parfois de toute petite taille et difficiles à déceler sur le terrain. Ensuite dans leur description, nécessitant une étude détaillée des microstructures, dont la finesse atteint parfois la limite des capacités du microscope optique. Ces contraintes ont beaucoup freiné le développement de la connaissance des champignons en général et des champignons tropicaux en particulier, en comparaison de celle des plantes.

L'exploration mycologique de la forêt amazonienne a débuté au milieu du XIX^{ème} siècle avec les expéditions de botanistes comme A. Fendler (1813-1883), R. Spruce (1817-1893) ou A. Gaillard (1858-1903), récoltant des sporophores de champignons et les communiquant à des mycologues reconnus. Fendler envoya ainsi du matériel à son collègue M.A. Curtis (1808-1872), lui-même en contact avec le mycologue britannique M.J. Berkeley (1803-1889). M.C. Cooke (1825-1914), un autre mycologue britannique étudia également certaines

récoltes amazoniennes de Fendler. Gaillard lui, collabora avec le mycologue français N.T. Patouillard (1854-1926), et publia avec lui dans le Bulletin de la Société mycologique de France. On doit la description de nombreuses espèces en provenance du Brésil au mycologue italo-argentin C.L. Spegazzini (1858-1926) et au mycologue allemand P.C. Hennings (1841-1908). H.A. Weddell (1818-1877) envoyé par Jussieu comme naturaliste, pour une expédition de six ans en Amérique du Sud, pour le compte du Muséum d'histoire naturelle, ramena des échantillons de champignons du Brésil qui furent étudiés et décrits dans les Annales des sciences naturelles par le mycologue français J.P.F.C. Montagne (1784-1866).

Le mycologue britannique R.W.G. Dennis, explora le Venezuela à partir de 1949. Il y décrit de nombreuses espèces et, faisant suite à une série d'articles rédigés dans le Kew Bulletin et les Transactions of the British mycological Society, publia en 1970 un ouvrage de synthèse sur les champignons du Venezuela et des contrées voisines, faisant encore aujourd'hui référence. Le mycologue cosmopolite d'origine allemande R. Singer (1906-1994) herborisa intensivement en Amazonie brésilienne sur plusieurs périodes entre 1951 et 1985. Il y décrit de très nombreuses espèces nouvelles. Il publia d'importantes monographies, notamment dans la série Flora Neotropica Monographs, dont on peut regretter l'illustration sommaire, mais demeurant aujourd'hui des ouvrages de synthèse incontournables. Pour clore le XX^{ème} siècle, on peut citer le petit fascicule publié par Pegler (1997) suite à son invitation par les universitaires brésiliennes V.L. Bononi et M. Capelari, toutefois hors zone amazonienne (état de São Paulo).

Plus récemment, la mycologie amazonienne a vu son développement au Brésil avec une nouvelle génération de chercheurs exploitant les techniques moléculaires. De nouvelles espèces sont décrites régulièrement à un rythme qui au lieu de faiblir, tend plutôt à s'amplifier à l'aide de ces nouvelles technologies. Quoiqu'il en soit, il est certain que la forêt amazonienne n'a aujourd'hui révélé qu'une toute petite partie de la diversité des champignons



qu'elle accueille et reste un immense terrain d'investigation pour les mycologues.

En ce qui concerne la Guyane, les premières données mycologiques sont dues à Montagne (1840, 1850, 1851, 1855), à partir d'échantillons récoltés par F.M.R. Leprieur (1799-1869), pharmacien militaire affecté à Cayenne, passionné de botanique. Mais, comme le soulignent Courtecuisse *et al.* (1996), dans leur catalogue des champignons de Guyane, l'activité mycologique est restée très ponctuelle jusqu'à la fin du XX^{ème} siècle. Aujourd'hui, il n'existe toujours aucun mycologue local exerçant une activité universitaire ou amateur. Avec les travaux de G.J. Samuels, J.R. Boise, A.Y. Rossman, R. Courtecuisse & S.M. Huhndorf, entre 1986 et 1994, compilés par Courtecuisse *et al.* (*loc. cit.*), l'inventaire mycologique de la Guyane atteint 625 taxons. Comme l'indique le travail de Jaouen *et al.* (2019), essentiellement basé sur des résultats de barcoding moléculaire, ce nombre reste probablement très modeste relativement à la diversité mycologique réelle de la forêt équatoriale guyanaise (pour comparaison, l'inventaire mycologique de la France métropolitaine atteint environ 20 000 taxons).

Récemment, on doit une dense activité mycologique aux mycologues français spécialisés dans les Ascomycètes Pyrénomycètes J. Fournier et C. Lechat qui ont enchaîné les campagnes de prospection sur le terrain et un intense travail d'étude et de description de leurs récoltes guyanaises dans leurs laboratoires de métropole. Leurs nombreuses découvertes font l'objet de publications internationales de grande qualité qui s'enchaînent à un rythme soutenu (Fournier & Lechat, 2015a,b, 2016 ; Lechat & Fournier, 2017, 2018, 2019a,b,c, 2020a,b,c ; Lechat *et al.*, 2015, 2019). En ce qui concerne les Basidiomycètes agaricoïdes, on doit citer le mycologue français J.-L. Cheype, qui a effectué plusieurs séjours depuis 2005, notamment à Saül, et publié quelques travaux, seul ou en collaboration avec d'autres mycologues : Cheype (2010, 2015), Cheype & Campo (2012), Horak & Cheype (2009, 2010). Ce mycologue a en outre posté sur son site Internet un certain nombre de photographies de récoltes guyanaises identifiées ou non (Cheype, 2004). On citera enfin trois missions récentes, en 2012, 2013 et 2018, organisées par le CNRS et l'ONF, ciblées sur les Basidiomycètes corticioïdes (Gruhn *et al.*, 2017a,b, 2018, Gruhn & Ferry, 2020, Gruhn & Rödel, 2020).

Le village de Saül, situé au centre de la Guyane française, dans une ancienne zone d'exploitation aurifère, au seuil du Parc amazonien de Guyane, à 3,6 ° de latitude nord, se trouve au cœur de cette végétation forestière luxuriante si caractéristique de la zone intertropicale humide (Fig. 1). Le territoire communal de Saül sur lequel le Parc national a entrepris la réalisation d'un Atlas de la biodiversité communale (ABC) couvre une immensité verte de 4475 ha, source quasi inépuisable d'exploration

naturaliste. C'est dans ce cadre que le Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées, du fait de son expertise dans la taxinomie des Basidiomycètes, a été mandaté par le Parc national, pour une mission d'inventaire d'une semaine en saison des pluies, du 17 au 24 juin 2019.

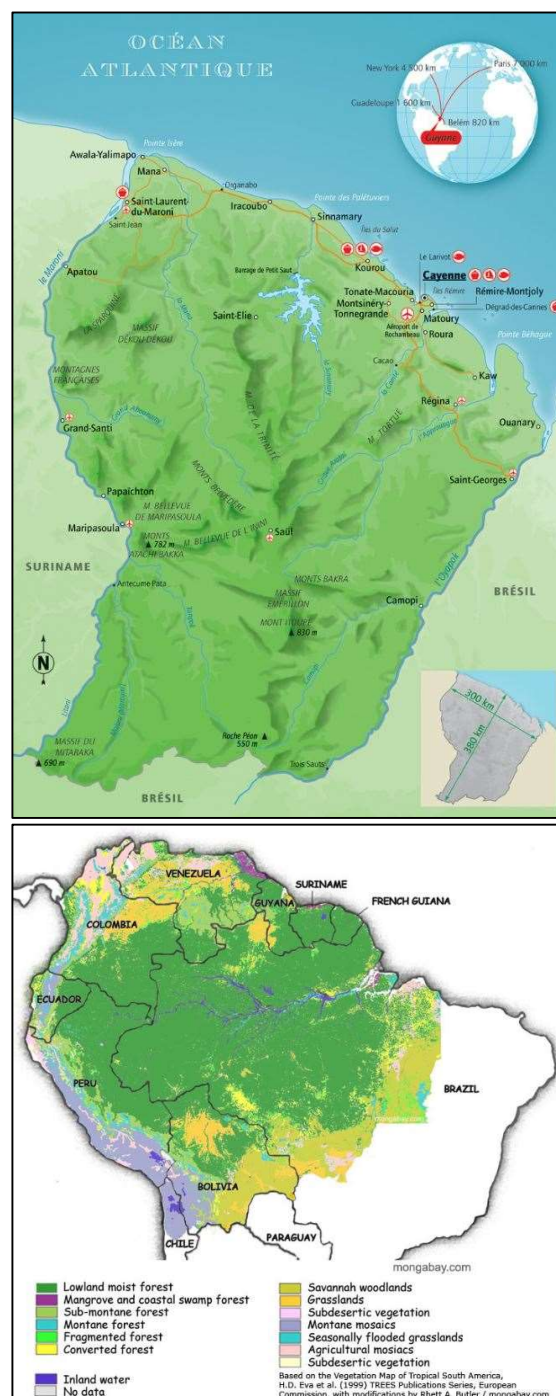


Figure 1 : Localisation de Saül en centre Guyane et cartographie de la forêt équatoriale humide d'Amérique du Sud.

Après une présentation des méthodes et contraintes propres à la prospection, au conditionnement et à la description des champignons charnus en forêt pluviale équatoriale, puis des difficultés d'étude liées à la méconnaissance des champignons néotropicaux en particulier et tropicaux en général, on présentera successivement les résultats obtenus par l'étude morpho-anatomique (macroscopique et

microscopique), puis par l'étude moléculaire (séquences ITS et 28S). L'apport des résultats moléculaires pour le travail du mycologue taxinomiste est discuté à travers l'exemple concret des récoltes effectuées dans le cadre de cette étude. Une riche illustration des récoltes étudiées est proposée ainsi qu'une large bibliographie de la documentation spécialisée rassemblée et utilisée dans le cadre de cette étude.

Matériels et méthodes

I Prospection et conditionnement des récoltes en forêt équatoriale humide

La pratique de la mycologie en contexte équatorial est soumise à des contraintes spécifiques qui méritent d'être explicitées. Il nous semble utile de faire part ici de quelques observations.

Elles devraient permettre :

- aux structures d'accueil, une bonne évaluation des besoins techniques et matériels nécessaires au mycologue pour travailler dans des conditions optimales ;
- aux financeurs, de mesurer l'investissement humain que représente un tel travail ;

Au mycologue enfin, nous voudrions transmettre quelques conseils suite aux difficultés que nous avons concrètement rencontrées.

I.1 Difficultés liées à la prospection en contexte de forêt équatoriale

Le contexte très particulier de la forêt pluviale équatoriale occasionne des contraintes et difficultés méthodologiques spécifiques.

Concernant la vigilance nécessaire à la simple circulation dans la dense forêt, des ouvrages spécialisés traitent en détail de cette question et nous ne citerons que quelques règles de base que nous avons pratiquées.

Localisation

Il est très difficile de se repérer dans la forêt qui présente une grande densité tant horizontale que verticale, dans laquelle la visibilité est souvent réduite à quelques mètres. Cette difficulté est accentuée par la prospection mycologique lors de laquelle le mycologue focalise son regard sur le sol ou des objets particuliers : éléments de la litière, arbres, fragments de bois, etc... et perd ainsi très rapidement tout point de repère. Le pointage à l'aide d'un GPS des coordonnées du camp de base est recommandé. L'usage d'une boussole pour garder en tête l'azimut général du cheminement est utile. Enfin, lors de sorties à plusieurs (recommandées), le port d'un habit de couleur vive permet de se visualiser les uns les autres à distance. Un appel sonore régulier permet de vérifier que chacun reste à une distance modérée du groupe. Le retour régulier

à une sente de pénétration ouverte dans la forêt est recommandé comme point de repère.



Figure 2 : prospection mycologique en forêt équatoriale.

Risques

Les risques potentiels sont nombreux, mais peuvent être raisonnablement restreints par une constante vigilance. La prospection se fera toujours sans précipitation, avec des mouvements et une circulation lente. Le climat équatorial accélère considérablement la décomposition du bois mort. On évitera de circuler sous et sur des arbres morts en situation instable. Certaines plantes ont des épines acérées sur le tronc et les branches. De nombreux nids de guêpes sont suspendus dans la végétation ou cachés sous de grandes feuilles. On préférera contourner les massifs denses de végétation ou au moins les scruter attentivement préalablement. Lorsque des carpophores de champignons ont été détectés, on scrutera de même les environs immédiats avant de s'accroupir pour les photographier et les récolter. Pour dégager le terrain des éléments gênants, un sécateur est très efficace. Si l'on doit déplacer avec les mains des végétaux, du bois mort ou de la litière, il faut être vigilant à cause des nombreux invertébrés piqueurs et éventuellement des serpents venimeux. Ces derniers restent très discrets, mais il vaut mieux éviter de pénétrer les mains dans des orifices sans visibilité (cavité dans le bois, profonds contreforts étroits des grands arbres, volumineux embâcles de bois, etc...). En revanche, les termites, et surtout d'innombrables fourmis mordeuses et piqueuses sont omniprésentes et le moindre morceau de bois soulevé est susceptible de laisser quelque cuisant souvenir. Des gants en cuir peuvent être utilisés à cet effet. Malgré la chaleur, on portera de préférence des bottes, un pantalon et une veste à manches longues et un couvre-chef, protégeant ainsi la majeure partie du corps de l'assaut des insectes piqueurs et parasites. Les parties découvertes (cou, oreilles, visage, mains) méritent d'être régulièrement enduites d'un répulsif à insectes (dès que les moustiques se rapprochent). Faut-il enfin signaler qu'un soldat vétéran de l'Amazonie nous a recommandé de ne pas rester longtemps accroupis au niveau du sol pour éviter



d'être pris pour une proie raisonnable par quelque téméraire Jaguar ?

Condition physique

La circulation sous climat chaud et humide avec un air saturé en vapeur d'eau, est rendue pénible, même pour les petites distances parcourues à l'occasion de prospections mycologiques. Il est nécessaire de partir avec une quantité suffisante d'eau potable et de se contraindre à boire régulièrement, sans attendre une sensation de soif.

I.2 Difficultés liées à la prise de photographies *in situ*

Elles sont de plusieurs ordres. Précisons d'abord l'importance de pouvoir réaliser de telles photographies. Outre le fait qu'elles permettent d'illustrer le support et l'environnement immédiat de la récolte, dans un contexte où la connaissance botanique nous fait généralement défaut, elles fixent l'image des carpophores dans leur meilleur état de fraîcheur au moment de leur découverte, avant récolte, conditionnement et transport, notamment pour les petites espèces grêles et fragiles. Nous verrons plus loin comme il est délicat de rapporter des carpophores dans leur meilleur état.

La densité de la canopée forestière fait que la quantité de lumière arrivant au sol est très limitée. Qui plus est, les quelques taches de soleil arrivant au sol font un contraste de lumière très dure et sont à masquer par un écran (notre corps, un réflecteur, un parapluie). La prise de photographie sur pied est donc indispensable, qui plus est avec de longues pauses. Le spectre du rayonnement lumineux arrivant au sol est fortement modifié par la canopée traversée et prend une dominante jaune verdâtre. La durée des pauses dépassant fréquemment les 10 secondes accentue encore les déformations chromatiques. Il est recommandé d'établir un bon étalonnage de la balance des blancs. Quoiqu'il en soit, le codage des couleurs des carpophores à la lumière du jour après récolte reste important étant donné le côté aléatoire inhérent à la photographie numérique. Le code Munsell est à la fois le plus stable, fiable et pratique d'utilisation. Il a largement été utilisé dans la littérature mycologique. L'utilisation de réflecteurs pour éclairer correctement le bas de la photo et notamment les pieds des carpophores est nécessaire. On pourra utiliser avantageusement une feuille de papier d'aluminium montée face envers (mate) sur un carton souple s'adaptant ainsi facilement aux aléas topographiques du terrain. Par chance, malgré la durée des temps de pause, étant donné la rareté des mouvements d'air, on peut obtenir de très bons résultats de profondeur de champ et de netteté y compris pour des espèces très grâces si fréquentes dans ces forêts.

Les carpophores occupant des topographies les plus diverses (ras du sol dans la litière, en hauteur sur un tronc couché de plusieurs mètres de diamètre, en

suspension sur une liane, au milieu d'embâcles ou de treillis de végétation etc...), on a tout avantage à utiliser un pied photo très adaptable, dont la colonne peut facilement et rapidement s'inverser et dont les pieds sont indépendants, orientables à 180° et suffisamment télescopiques pour atteindre des substrats élevés.



Figure 3 : pied photo adaptable aux topographies et supports variés où poussent les sporophores de champignons.

Les averses arrivent soudainement et peuvent être intenses. Aussi on a tout intérêt après les premières bourrasques annonciatrices et le début des précipitations traversant la canopée, de protéger promptement le matériel non étanche et soi-même avec une cape de pluie.

Encore une petite précision utile : à la différence de la zone tempérée, il est ici généralement vain de chercher quelques carpophores supplémentaires aux alentours d'une récolte pour composer sa photo. En effet, on observe très généralement dans la forêt équatoriale un petit nombre de carpophores (et même souvent un seul), restreint dans un tout petit périmètre. On peut penser qu'il s'agit d'un unique individu mycélien occupant un volume limité. Cette observation vaut tant pour les espèces terricoles que pour celles poussant dans un substrat discret (feuille, morceau de bois...). Ce phénomène est probablement en partie dû à l'extrême diversité des espèces végétales constituant les supports propices aux champignons et à une certaine spécificité d'association entre les espèces fongiques et leurs hôtes. Mais on peut aussi se demander s'il ne serait pas accentué par une extrême compétition entre de nombreuses espèces pour l'utilisation des substrats organiques disponibles ?

I.3 Difficultés liées au conditionnement des récoltes et à leur bonne conservation

Les carpophores des champignons agaricoïdes sont rapidement putrescibles. En forêt équatoriale ce facteur est exacerbé par la chaleur constante et l'humidité élevée, accélérant tous les métabolismes biologiques : ceux du champignon lui-même et ceux des invertébrés et des microorganismes parasites ou décomposeurs pouvant s'y loger. Autre facteur aggravant, de nombreuses espèces des forêts

équatoriales possèdent des tissus très minces, fragiles et rapidement collapsés. La conjugaison de ces facteurs peut rendre critique la capacité de ramener au laboratoire des carpophores étudiables et plus encore conservables en herbier.

Nous avons expérimenté une solution qui donne des résultats satisfaisants, mais qui nécessite de disposer d'un congélateur au camp de base. De petites boîtes de récolte à casiers rigides et étanches en plastique (type boîtes à vis), sont disposées à plat dans un sac isotherme pliable en tissu peu encombrant, dont le fond est rempli de petites bouteilles d'eau gelée. Ce système nous a permis de maintenir au frais les récoltes pendant plusieurs heures de prospection matinale, ralentissant ainsi leur décomposition.



Figure 4 : sac isotherme léger pour conserver les récoltes fragiles.

Disposer d'un réfrigérateur au camp de base est très important pour pouvoir stocker les récoltes pendant plusieurs heures de l'après-midi que vont prendre leurs descriptions macroscopiques avant séchage. Nous avons toutefois fait l'expérience qu'il vaut mieux au préalable avoir mis à sporuler les carpophores réservés à cet effet sans les passer préalablement au réfrigérateur, sous peine d'échec. Il est probable que ce froid anormal pour ces espèces thermophiles inhibe leur capacité de sporulation.

Même ramenées en bon état, se pose encore le problème du conditionnement en herbier des espèces les plus fragiles (Psathyrellacées, Pluteacées, Mycenacées notamment). L'utilisation d'un dessiccateur à fruits bien qu'indispensable, notamment pour sécher les espèces les plus charnues, ne permet pas une bonne conservation des espèces à carpophores les plus délicats ou les plus imbibés. Ceux-ci, compte tenu de l'atmosphère en permanence saturée d'humidité, ont tendance à « cuire » ou à « fondre », plutôt qu'à se déshydrater.



Figure 5 : dessiccateur "à fruits", pour déshydrater les sporophores charnus.

Nous avons expérimenté avec succès une technique de déshydratation adaptée aux espèces très grêles et fragiles. Celles-ci sont disposées dans le fond d'une petite boîte d'allumettes préalablement séchée au dessiccateur, elle-même logée dans un sac en polyéthylène zippé étanche rempli de silicagel, le tout disposé à plat au réfrigérateur. Le lendemain le sachet est sorti du réfrigérateur et restitué à température ambiante avant ouverture (pour éviter toute condensation). La boîte d'allumettes est fermée avec son couvercle préalablement séché au dessiccateur et immédiatement reconditionnée dans un nouveau sachet zippé rempli de silicagel neuf.



Figure 6 : déshydratation à froid des spécimens les plus fragiles.

De façon générale, tous les échantillons séchés et conditionnés en sachet zippé étanche (avec boîte d'allumettes pour les espèces fragiles), sont enfermés rapidement au-dessus du dessiccateur et en ajoutant du silicagel pour supprimer toute humidité résiduelle intempestive et enrayer les risques de moisissures.

Quoiqu'il en soit, et dans la perspective que certaines microstructures collapsées soient difficiles à étudier ultérieurement au microscope, il est très utile de disposer sur place d'une bonne loupe binoculaire permettant d'apprécier à l'état frais certains caractères microscopiques, tels, la présence de cystides hyméniales, caulinaires, piléiques, la structure des revêtements piléiques et même dans un certain nombre de cas le nombre de spores portées par les basides.



Figure 7 : échantillons d'herbier étiquetés et conditionnés, prêts au transport vers la métropole.



Figure 8 : conditionnement en tubes Eppendorf avec CTAB pour étude moléculaire.

En retour de mission, l'état du silicagel est vérifié dans chaque sachet. Les échantillons dont le silicagel a viré sont reséchés et reconditionnés. En ce qui nous concerne, cela a été le cas pour la majorité de nos sachets, ce qui confirme comme il est délicat en contexte équatorial d'assurer une dessiccation sûre. Ainsi, l'étude au microscope sur exsiccata est rendue possible dans les meilleures conditions au retour de la mission.

Par ailleurs, chaque récolte d'intérêt en bon état fait l'objet d'un prélèvement sur le frais, conditionné en tube Eppendorf, dans du CTAB qui assure la conservation du matériel biologique ainsi réservé pour étude moléculaire.

I.4 Récapitulatif du matériel permettant de travailler dans des conditions optimales

- Appareil photographique avec objectif macro permettant de longues pauses ;
- pied photo léger et très adaptable ;
- boîtes à casier en plastique hermétiques, de différents formats ;
- sac isotherme léger et pliant ;
- l'électricité courante ;
- réfrigérateur ;
- congélateur ;
- dessiccateur à fruit à température réglable ;
- stock de silicagel ;
- sachets plastiques zippés étanches ;
- petites boîtes cartonnées rigides type « boîtes d'allumettes » ;
- code de couleur Munsell et un éclairage type lumière naturelle ;
- loupe binoculaire ;
- tubes Eppendorf avec CTAB.



Figure 9 : table et matériel de travail dans les locaux du Parc national à Saül

II Étude morpho-anatomique au laboratoire

L'étude des caractères morpho-anatomiques est réalisée de retour en métropole, au laboratoire. Elle s'appuie sur les notes descriptives macro-anatomiques et organoleptiques prises au retour du terrain sur les sporophores vivants récoltés, ainsi que sur les macrophotographies des sporophores prises *in situ*. Les caractères micro-anatomiques sont observés sur des coupes fines réalisées sur matériel sec, sous une loupe binoculaire Nikon à zoom SMZ645 équipée d'un éclairage à fibres optiques. Les coupes sont regonflées dans une solution aqueuse à 5% de KOH ou au besoin, colorée dans le Rouge Congo ammoniacal. Les réactions microchimiques sont observées respectivement dans le réactif de Melzer (amyloïdie, dextrinoïdie), le Bleu coton lactique (cyanophile), le Bleu de Crésyl formule de Cléménçon (métachromasie). L'observation et la mesure des spores sont effectuées sur sporées, dans l'eau lorsque celles-ci ont été obtenues, sur sporée naturelle en haut du pied ou dans l'hyménium regonflé dans le Melzer ou avec une solution aqueuse à 5% KOH dans le cas contraire. Les observations microscopiques sont réalisées à l'aide d'un microscope Zeiss Axiostar 2, équipé d'objectifs 4x, 10x, 40x à sec et d'un objectif Zeiss planapochromatique 100x à immersion d'huile. Des clichés microscopiques sont réalisés à l'aide d'une caméra numérique Amscope FMA050, montée sur tube trinoculaire.



Figure 10 : photo microscopique d'une coupe transversale du chapeau de *Marasmius hypophaeus* regonflé dans la potasse en solution aqueuse à 5 % (x 1000), montrant le revêtement constitué de cellules en brosse à pigment pariétal roussâtre et un hyménium à cystides appendiculées.



Figure 11 : spores à cornes, spectaculaires de *Entoloma dragonsporum* (x 1000).



Figure 12 : coupe transversale de lames de *Coprinopsis mexicana*, regonflée et observée dans KOH en solution aqueuse à 5 % (x 1000).

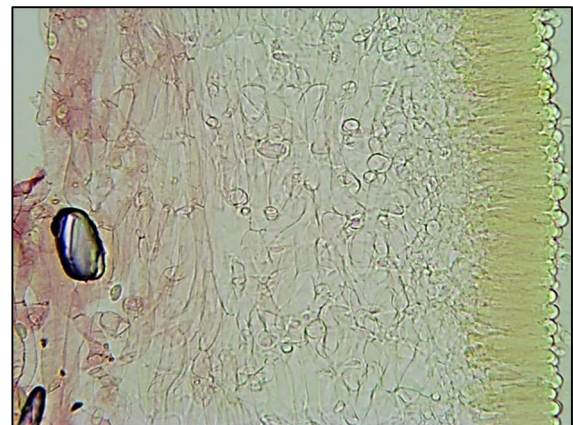


Figure 13 : coupe transversale de *Crinipellis eggersii*, à gauche épicutis dextrinoïde (rougeâtre dans l'iode), à droite palissade de basides de l'hyménium, regonflé et observé dans le réactif de Melzer (x 400).

III Étude bibliographique et identification taxinomique

Une fois l'ensemble des microstructures étudiées, une recherche bibliographique ciblée est réalisée en s'appuyant sur la position taxinomique approximative de la récolte, identifiée grâce à notre expérience dans la taxinomie des Basidiomycètes. Les ouvrages généraux de Dennis (1970) sur le Venezuela, de Pegler (1983a) sur les Petites Antilles



sont d'une grande utilité pour une première approche. Les flores équatoriales de l'Afrique de l'Est (Pegler, 1977) et du Sri Lanka (Pegler, 1986) présentent également une certaine utilité, bien qu'on constate une grande différenciation de la flore fongique en fonction des continents, à travers la zone intertropicale. Elles fournissent toutefois une aide utile pour se familiariser à la taxinomie et la classification générale des basidiomycètes agaricoïdes tropicaux et par les descriptions de certaines espèces à répartition pantropicale. Enfin l'ouvrage de synthèse de Singer (1986) est également fort utile pour s'orienter dans la classification traditionnelle des basidiomycètes agaricoïdes.

Lorsque la famille ou le genre sont bien cernés, on peut se référer aux monographies disponibles en priorisant celles traitant des champignons néotropicaux. On citera notamment, pour les Pleurotaceae, Dennis (1953a); pour le genre *Hohenbuehelia*, Silva-Filho & Cortez (2017); pour le genre *Pleurotus*, Menolli *et al.* (2014); pour les Hygrophoraceae, Dennis (1953b), Pegler & Fiard (1978), Cantrell & Lodge (2000, 2001, 2004); pour les champignons omphaloïdes, Singer (1970); pour les Marasmiaceae, Singer (1942, 1960, 1965, 1976); pour le genre *Marasmius*, Oliveira *et al.* (2020a,b); pour le genre *Tetrapyrgos*, Komura *et al.* (2020); pour le genre *Marasmiellus*, Singer (1973a); pour le genre *Collybia*, Halling (1997), Coimbra *et al.* (2015), Coimbra (2017); pour le genre *Rhodocollybia*, Mata *et al.* (2004); pour les Physalaciaceae xeruloïdes, Singer (1964), Petersen & Hughes (2010); pour le genre *Hydropus*, Singer (1984); pour le genre *Mycena*, Maas Geesteranus & de Meijer (1997); pour le genre *Entoloma* Horak (1976, 1977, 1978, 1982), Baroni (2008), Karstedt & Capelari (2013), Coimbra *et al.* (2013); pour les genres *Clitopilus* & *Rhodocybe*, Baroni (1981), Baroni & Halling (1992, 2000); pour les Entolomataceae, Putzke & Putzke (2002); pour les genres *Crepidotus* et *Simocybe*, Singer (1947, 1973a), Senn-Irlet & de Meijner (1998); pour les Agaricaceae leucosporées (« Lépiotes »), Dennis (1952b); pour le genre *Cystolepiota*, Albuquerque *et al.* (2017); pour le genre *Leucocoprinus*, Justo *et al.* (2020); pour le genre *Agaricus*, Putzke & Putzke (2017), Parra *et al.* (2018); pour le genre *Pluteus*, Singer (1956, 1958, 1962), Horak (1964), Menolli & Capelari (2010, 2015), Menolli *et al.* (2010, 2015), Rodríguez (2013); pour le genre *Amanita*, Bas (1978), Simmons *et al.* (2002), Menolli *et al.* (2009); pour le genre *Lentinus*, Pegler (1983b); pour les champignons cantharelloïdes, Corner (1965); pour les champignons stéréoïdes, Reid (1965); pour les champignons clavarioides, Corner (1950, 1970); pour les Clavariaceae, Furtado *et al.* (2016); pour le genre *Clavulina*, Uehling *et al.* (2012), pour le genre *Phaeoclavulina*, González-Ávila (2013); pour le genre *Phlebobus*, Heinemann & Rameloo (1982); pour les Phallaceae, Medeiros *et al.* (2017), Trierveiler-Pereira *et al.* (2019); pour

le genre *Geastrum*, Trierveiler-Pereira *et al.* (2011), Sousa *et al.* (2014).

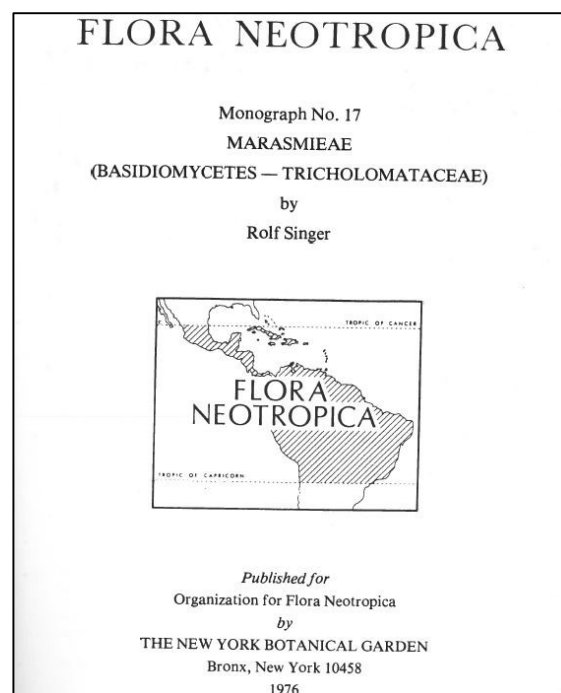


Figure 14 : monographie des Marasmiaceae néotropicaux dans la série des Flora Neotropica.

Parmi les travaux récents hors zone néotropicale, on citera pour le genre *Marasmius*, Antonín & Buyck (2006) et Shay *et al.* (2017) (Madagascar), Tan *et al.* (2009) (Malaisie), Wannathes *et al.* (2009) (Thaïlande), Desjardin *et al.* (2000) (Indonésie), Grace *et al.* (2009) (Afrique de l'Ouest); pour les genres *Crinipellis* & *Molinophthora*, Kerekes & Desjardin (2009) (sud-est asiatique); pour le genre *Marasmiellus*, Retnowati (2018) (Indonésie); pour le genre *Setulipes*, Antonín & Buyck (2006) (Afrique tropicale); pour les champignons collybioïdes, Wilson *et al.* (2004) (Indonésie), Desjardin & Perry (2017) (Afrique de l'Ouest); pour les genres *Lepiota*, *Cystolepiota*, *Leucoagaricus* et *Leucocoprinus*, Kumar & Manimohan (2009a,b,c) (Inde); pour le genre *Lepiota*, Sysouphanthong *et al.* (2011, 2012) (Thaïlande); pour les Psathyrellaceae, Keirle *et al.* (2004) (Hawaï).

Finalement, il est nécessaire de rechercher de façon la plus exhaustive possible dans les périodiques mycologiques, les publications les plus récentes sur les champignons tropicaux en général et néotropicaux en particulier. On trouvera dans la partie résultats les publications utilisées en référence pour chaque récolte étudiée.

IV Étude génétique

Les fragments de spécimens conservés dans du CTAB ont été extraits selon le protocole Promega, utilisé pour les carpophores au laboratoire EDB (par exemple (Rochet *et al.*, 2011)). Le CTAB étant un tampon de conservation, il est au préalable rincé deux fois à l'eau distillée stérile avant de démarrer le

protocole. Le broyage mécanique est réalisé avec un piston de plastique stérile, animé par un rotateur électrique. En fin de protocole, l'ADN est dissous dans de l'eau stérile, puis dilué au 1/10^e pour faciliter les PCR. Les amplifications ciblent des marqueurs universels pour les champignons grâce à des amorces universelles. L'espaceur interne transcrit de l'ADN ribosomal nucléaire (ITS1, ADN ribosomal 5,8S et ITS2) est amplifié avec les amorces ITS1F et ITS 4 (Gardes & Bruns, 1993). Le fragment d'ADN codant pour la grande sous-unité de l'ADN ribosomal nucléaire (28S) est amplifié avec les amorces TW13 et CTB6 (White *et al.*, 1990; Garbelotto *et al.*, 1997). Les résultats de l'amplification sont vérifiés sur un gel d'agarose à 0.5% (dans du tampon TE). Les amplicons positifs sont envoyés à séquencer sur un séquenceur SANGER chez Genoscreen (<https://www.genoscreen.fr/fr/>).

Les séquences brutes obtenues sont éditées sous Geneious (Kearse *et al.*, 2012) ou Bioedit (Hall, 1999), de façon à résoudre certaines ambiguïtés en début et fin de séquences ou sur des bases ponctuelles. Les séquences de bonne qualité et éditées sont ensuite comparées à la base de données Genbank par BLAST (Altschul *et al.*, 1990). La comparaison par permet d'identifier les 100 séquences les plus similaires, la longueur de la comparaison deux à deux, le pourcentage de similarité deux à deux, ainsi que la probabilité d'erreur sur cette évaluation.

Les séquences peuvent aussi être comparées à un jeu de données de séquences proches en construisant une phylogénie. Pour ce faire des séquences sont téléchargées de Genbank (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>), en choisissant des séquences du même genre et d'un groupe externe proche. Les séquences sont alignées par un alignement global (MAFFT, (Katoh & Standley, 2013)). L'alignement est ensuite utilisé pour reconstruire la phylogénie en maximum de vraisemblance (ML), et la robustesse est évaluée par le test du bootstrap (Stamatakis *et al.*, 2008). Ces étapes sont réalisées sur le site phylogeny.fr (<http://www.phylogeny.fr>) ou sur CIPRES pour les calculs plus conséquents (<https://www.phylo.org/portal2/home.action>) ; (Miller *et al.*, 2011)).

Résultats

I Bilan des récoltes

Au cours des sept jours de prospection réalisés aux alentours immédiats du village de Saül, 113 récoltes ont été photographiées in situ, décrites sur le frais et conditionnées en herbier. Deux autres récoltes, nous ont été fournies par les agents du Parc national. Parmi elles, 98 ont fait l'objet d'un prélèvement conditionné pour étude moléculaire.

L'étude microscopique conjointe à la recherche bibliographique et aux tentatives d'identification taxinomiques ont été réalisées de janvier à mars 2019. Elles ont nécessité 200 heures de travail, soit environ 1 heure 45 par récolte en moyenne. Cela donne une idée du temps nécessaire à un mycologue expérimenté dans l'étude micro-anatomique des Basidiomycètes, mais sans expérience tropicale, pour mener ce type d'étude.

I.1 Répartition taxinomique des récoltes

Parmi les Basidiomycètes agaricoïdes, gastéroïdes, clavarioides et stéroïdes récoltés quasi-exhaustivement, les récoltes se répartissent dans les familles suivantes (par ordre décroissant d'effectif) : 22 Marasmiaceae, 14 Agaricaceae, 12 Omphalotaceae, 10 Entolomataceae, 7 Pluteaceae, 4 Mycenaceae, 4 Geastraceae, 3 Phallaceae (dont deux récoltées par les agents du Parc national), 3 Pleurotaceae, 3 Psathyrellaceae, 3 Tremellodendropsidaceae, 2 Amanitaceae, 2 Hygrophoraceae, 2 Physalacriaceae, 2 Rickenellaceae, 2 Tricholomataceae, 1 Boletiniaceae, 1 Crepidotaceae, 1 Clavariaceae, 1 Gomphaceae, 1 Hymenochaetaceae, 1 Lachnocladiaceae, 1 Meruliaceae, 1 Strophariaceae.

On remarquera que les Basidiomycètes agaricoïdes chromosporés (à l'exception des rhodosporés appartenant aux Pluteaceae et aux Entolomataceae), sont très peu représentés, les familles et espèces leucosporées étant très largement majoritaires. L'ordre des Cortinariales en particulier n'est quasiment pas représenté.

Parmi les Aphyllophorales récoltées de façon plus opportunistes on compte 3 Polyporaceae, 1 Ganodermataceae, ainsi que deux hétérobasidiomycètes (1 Dacrymycetaceae & 1 Tremellaceae).

Parmi les Ascomycètes Discomycètes (récoltés exhaustivement étant donné leur faible représentation) : 4 Geoglossaceae, 4 Sarcoscyphaceae, 1 Sclerotiniaceae.

Les Ascomycètes Pyrénomycètes, bien mieux représentés, étaient spécifiquement étudiés lors de cette expédition par nos compagnons d'expédition, les spécialistes français Jacques Fournier (Xylariaceae) et Christian Lechat (Hypocreales).

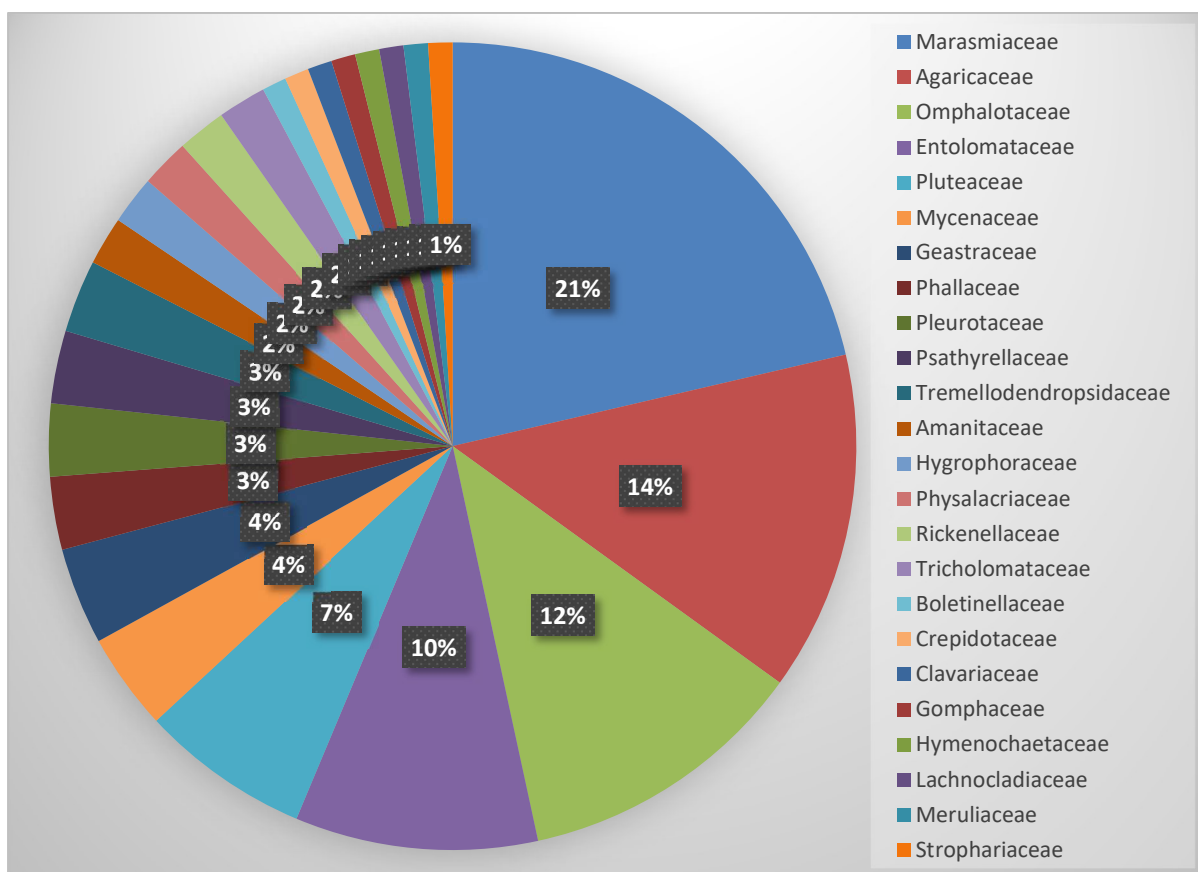


Figure 15 : familles dominantes de Basidiomycètes récoltés.



Figure 16 : *Tremella fuciformis*, champignon hétérobasidiomycète gélatineux.



Figure 18 : *Xylaria* sp., une des nombreuses espèces de Xylariacée observée.



Figure 17 : *Cookeina tricholoma*, un Discomycète pantropical lignicole omniprésent aux alentours de Saül.



Figure 19 : *Cordyceps* sp. (Hypocreales), Ascomycète zooparasite sur Crique (Orthoptère).

I.2 Répartition biologique des récoltes

À niveau des types nutritifs, phénomène bien connu en forêt tropicale humide, les récoltes concernent essentiellement des champignons décomposeurs se nourrissant de la matière organique morte (saprotrophes). Et parmi eux, près de la moitié des récoltes (44 %) a été trouvée sur du bois mort (lignicoles). Sont également très représentés les décomposeurs d'humus (matière organique amorphe, parfois nommés terricoles) (35 %) et les décomposeurs de la litière de surface (feuilles, brindilles, graines, etc...) (15 %). Il faut noter que le fonctionnement nutritif de certains champignons, en particulier ceux se trouvant dans les horizons superficiels du sol, présumé humicole, reste mal connu. Certaines espèces étudiées en Europe se sont avérées avoir en réalité un comportement

endophytique racinaire, notamment dans le genre *Hygrocybe*, pour lequel nous avons récolté deux espèces.

Les champignons mycorhiziens sont particulièrement rares et on ne peut guère y attribuer que nos deux récoltes d'*Amanites* effectuées dans des zones de forêt secondaire, ceci dans la mesure où les deux espèces concernées contractent réellement des mycorhizes avec certains arbres alentours. On notera à ce sujet que même certains groupes taxinomiques de champignons essentiellement mycorhiziens dans les forêts tempérées, tel l'ordre des Boletales (les bolets du grand public), hébergent ici des exceptions saprotrophes, tel le cas du seul Bolet que nous ayons rencontré à Saül appartenant au genre pantropical *Phlebopus*.

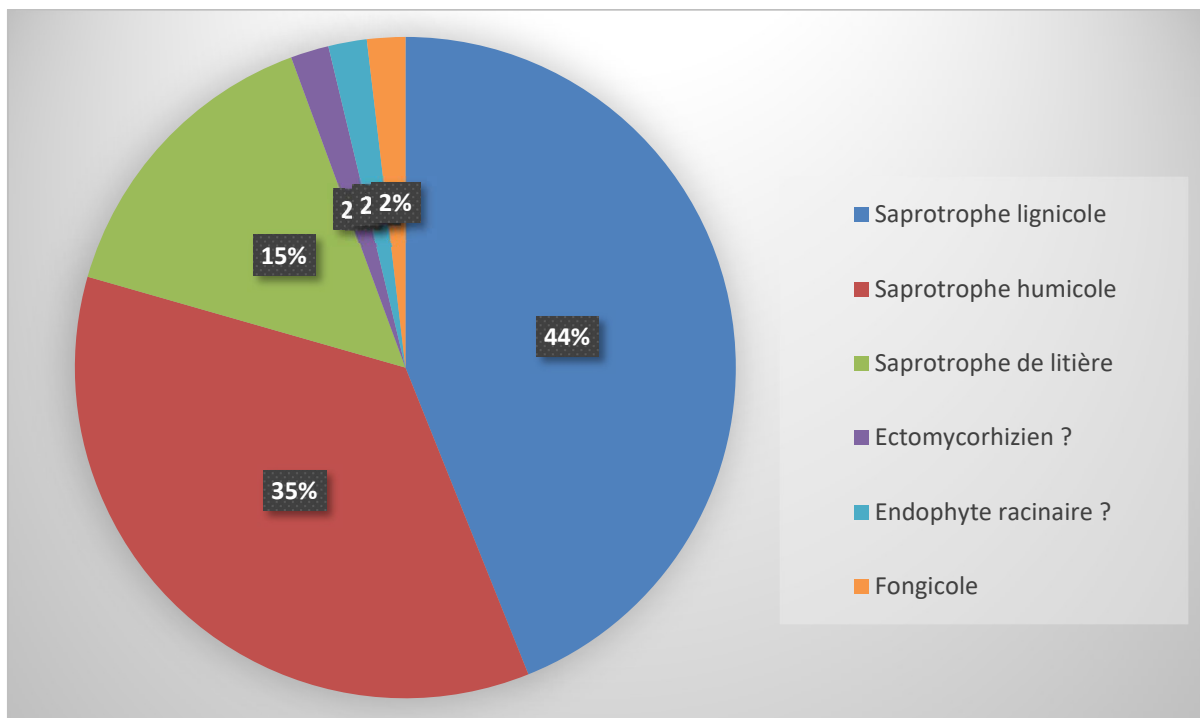


Figure 20 : répartition de nos récoltes par type nutritif.



Figure 21 : *Trogia cantharelloides*, un champignon saprotrophe lignicole pantropical.



Figure 22 : *Phlebopus beniensis*, un Bolet saprotrophe humicole.



Figure 23 : *Marasmius cladophyllus*, un champignon saprotrophe de litière.



Figure 24 : *Gloiocephala spathulata*, ici fongicole sur périthèces globuleux noirs de *Pyrenomyces*.

II Identification taxinomique des récoltes

Sur les 115 récoltes étudiées, 72 (soit 63 %) ont pu être identifiées au rang spécifique ou infraspécifique de façon satisfaisante sur la base des caractéristiques morpho-anatomiques des sporophores, et à partir de la littérature disponible. Parmi ces identifications, certaines correspondent à des espèces apparemment bien délimitées et ne posant pas de difficulté particulière, alors que d'autres s'insèrent dans des groupes complexes ou à forte diversification dans lesquels résident probablement encore de nombreuses espèces cryptiques restées inédites notamment dans le cas de réinterprétation de taxons tempérés ou paléotropicaux par les auteurs néotropicaux. À chaque taxon nous indiquons les références bibliographiques ayant servi à l'identification.

Nous indiquons en outre d'un astérisque les taxons qui n'étaient pas cités dans la checklist de Guyane établie par Courtecuisse *et al.* (1996) et ne figurent pas non plus dans les récoltes présentées par Cheype (2004) sur son site internet. Leur effectif se monte à 37 pour les taxons identifiés et 35 supplémentaires parmi nos récoltes non identifiées.

II.1 Taxons identifiés au rang spécifique ou infraspécifique (classés par famille)

Agaricaceae (Figure 30)

Agaricus rufo-aurantiacus Heinem.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062312 ; Dennis (1970 : 60), Pegler (1983a : 453), Pegler (1997 : 36), Wartchow *et al.* (2008 : 290), Putzke & Putzke (2017 : 125), Parra *et al.* (2018 : 249) ; conforme.

Cystolepiota seminuda (Lasch : Fr.) Bon sensu auct. neotrop.* ; leg. & det. GC, herb. GC19061909 ; Albuquerque *et al.* (2010 : 499), Albuquerque *et al.* (2017 : 55) ; conforme aux références européennes et néotropicales, même si l'identification à cette espèce décrite en zone tempérée pose question.

Morganella fuliginea (Berk. & Curt.) Kreisel & Dring ; leg. C. Lechat, det. GC, herb. GC19061802 ; Dennis (1953c), Dennis (1970 : 11), Halling & Franco-Molano (1996 : 657), Alfredo *et al.* (2016 : 8), Trierveiler-Pereira *et al.* (2010 : 420), Alves & Cortez (2014 : 37) ; conforme.

Amanitaceae (Figure 25)

Amanita cebresulcata Bas* ; leg. & det. GC, herb. GC19062006 ; Bas (1969 : 18), Pegler (1997 : 27), Wartchow & Maia (2007 : 132) ; conforme.

Amanita lanivolvula Bas* ; leg. & det. GC, herb. GC19062111 ; Bas (1969 : 12), Simmons *et al.* (2002 : 577) ; Menolli *et al.* (2009 : 428) ; conforme ; Cheype (2004) montre une photo non identifiée qui pourrait bien être cette espèce.



Figure 25 : planche des récoltes de Pluteales ; A, *Volvariella* sp. ined. ; B, *Chamaeota olivascens* ; C-D, *Pluteus* sect. *Hispidoderma* ; E, *Pluteus laetifrons* ; F, *Pluteus* aff. *longistriatus* ; G, *Amanita lanivolv*a ; H, *Amanita cebresulcata*.



Boletiniellaceae (Figure 29)

Phlebopus beniensis (Sing. & Digilio) Heinem. & Rameloo*; leg. & det. GC, herb. GC19061813 ; Dennis (1970 : 81), Heinemann (1982 : 403), Pegler (1983a : 573), Baroni *et al.* (2015 : 7), Calaça *et al.* (2018 : 940) ; conforme.

Clavariaceae (Figure 33)

Clavulinopsis aurantiocinnabarina (Schweinitz) Corner*; leg. & det. GC, herb. GC19062306 ; Corner (1950 : 350, 358), Corner (1970 : 48, 53), Furtado *et al.* (2016 : 12) ; globalement conforme, de teinte orange saturé, non rouge, mais bisporique.

Crepidotaceae (Figure 29)

Crepidotus flavus Capelari* ; leg. C. Lechat, det. GC, herb. GC19061916 ; Capelari (2011 : 146), Wartchow *et al.* (2011 : 138) ; parfaitement conforme ; noter toutefois qu'il s'agit d'un complexe comprenant également *C. citrinus* Petch, *C. sulphurinus* Imazeki & Toki & *C. cristatus* Senn-Irlet & Immerzeel (cf. Senn-Irlet & Immerzeel, 2003 : 231).

Dacrymycetaceae (Figure 34)

Dacryopinax spathularia (Schweinitz) G.W. Martin ; leg. & det. GC, herb. GC19062116 ; Lowy (1971 : 129), Dennis (1970 : 123), Sierra *et al.* (2012 : 25) ; conforme.

Entolomataceae (Figure 31)

Entoloma acutopallidum E. Horak & Cheype ; leg. C. Lechat, det. GC, herb. GC19061912 ; Horak & Cheype (2010 : 289) ; nous avons hésité à assimiler notre récolte à *E. acutopallidum*, à cause du pied nettement coloré, fibrillo-strié, des spores un peu grandes et de la présence de quelques pseudocystides hyméniales, divergents de la description originale, les autres caractères macro- et micro-anatomiques étant toutefois proches ; une séquence 28S de *E. acutopallidum* conforme à 99,28 % nous suggère toutefois que ces caractères pourraient entrer dans la variabilité de l'espèce ; on peut également la comparer à *Inocephalus tenuis* Karstedt & Capelari (2013 : 297), mais de port différent, plus grêle et également dépourvu de pseudocystides.

Entoloma cervinum (Karstedt & Capelari) Blanco-Dios* ; leg. & det. GC, herb. GC19062304* ; Karstedt & Capelari (2013 : 284) ; seul le pied jaunâtre et non glabre diffère de la description originale.

Entoloma cystidiophorum Dennis* ; leg. & det. GC, herb. GC19062304 ; Dennis (1961 : 148), Dennis (1970 : 76), Pegler (1983a : 354), Pegler (1997 : 31), Horak (1978 : 58), Karstedt & Capelari (2013 : 286) ; conforme.

Entoloma davidii Noordel. & Co-David* ; leg. & det. GC, herb. G19061914 ; Baroni & Lodge (1998 : 682, *sub. nom. Alboleptonia lagentii*) ; relativement conforme, sauf les spores, plus grandes que dans la

description originale : envisager un éventuel taxon inédit.

Entoloma dragonosporum (Singer) E. Horak ; leg. & det. GC, herb. GC19062308 ; Horak (1977 : 292), Wartchow (2006 : 93), Largent *et al.* (2008 : 187), Horak & Cheype (2009 : 252), Coimbra *et al.* (2013 : 143) ; conforme.

Ganodermataceae (Figure 33)

Amauroderma schomburgkii (Mont. & Berk.) Torrend ; leg. & det. GC, herb. GC19062007 ; Dennis (1970 : 117), Campacci & Gugliotta (2009 : 429), Campos-Santana & Loguercio-Leite (2013 : 3), Gomes-Silva *et al.* (2014), Sun *et al.* (2020) ; conforme.

Gaeastraceae (Figure 32)

Geastrum echinulatum T.S. Cabral, B.D.B. Silva & Baseia* ; leg. & det. GC, herb. GC19062311 ; Montagne (1855 : 139), da Silva (2013 : 450), Freitas-Neto *et al.* (2019 : 9) ; récolte conforme, qui pourrait également être comparée à *G. scleroderma* Montagne, décrite de Guyane en 1855.

Geastrum rusticum Baseia, B.D.B. Silva & T.S. Cabral* ; leg. & det. GC, herb. GC19062008 ; Cabral *et al.* (2014 : 267), Sousa *et al.* (2014 : 209), Freitas-Neto *et al.* (2019 : 9) ; conforme si ce n'est des spores un peu plus petites ; il est probable que ce taxon ait été confondu par le passé avec des interprétations néotropicales de *G. fimbriatum* Fr. (par ex. : Trierveiler-Pereira *et al.*, 2011, 579).

Geastrum javanicum Lév. *sensu auct. neotrop.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062105 ; Trierveiler-Pereira *et al.* (2011, 580), Sousa *et al.* (2014 : 211), Leite *et al.* (2011 : 386) ; le typus possède des sporophores plus robustes et a été décrit de Java ; notre récolte est conforme aux descriptions néotropicales rapportées à ce taxon, mais la conspécificité avec l'espèce indonésienne est douteuse.

Geastrum neoamericanum J.O. Sousa, Accioly, M.P. Martin & Baseia ; leg. & det. GC, herb. GC19062113 ; Dennis (1970 : 9), Trierveiler-Pereira *et al.* (2009 : 317), Trierveiler-Pereira *et al.* (2011 : 582), Sousa *et al.* (2014 : 216), Lima & Baseia (2018 : 595), Accioly *et al.* (2019 : 16) ; les publications consultées antérieures à 2019 orientent toutes sur *G. schweinitzii* (Berk. & M.A. Curtis) Zeller, espèce révélée collective par Accioly *et al.* ; notre échantillon correspond à l'une des espèces cryptiques décrites par ces auteurs dans ce groupe complexe, séquence ITS conforme à 99,81 %.

Hygrophoraceae (Figure 28)

Hygrocybe hypohaemacta (Corner) Pegler ; leg. & det GC, herb. GC19061905 ; Dennis (1961 : 299), Dennis (1970 : 17), Pegler (1983a : 66) ; Cantrell & Lodge (2001 : 219), Lodge & Ovrebo (2008 : 75) ; conforme.



Figure 26 : planche des récoltes de Marasmiaceae ; A-B, *Chaetocalathus liliputianus* ; C, *Trogia cantharellويدes* ; D, *Tetrapyrgos* sp. ; E, *Marasmius neosessilis* ; F, *M. cladophyllus* ; G, *M. suthepensis* ; H, *Marasmius* aff. *trichorhizus* ; I, *Crinipellis eggersii* ; J, *Marasmius haematocephalus* var. *purpureomarginatus* ; K, *Marasmius* sp. ; L, *M. spiculosus* ; M, *Marasmius* sect. *Sicci* ; N-O, *Marasmius hypophaeus* ; P, *Marasmius* sect. *Sicci* ; Q, *M. ruforotula* ; R, *Clitocybula* sp. ined. ; S, *Hydropus semimarginellus*.



Hymenochaetaceae (Figure 33)

Hymenochaete damaecornis Link ex Lév.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062009 ; Dennis (1970 : 86), Gomes-Silva *et al.* (2012 : 434) ; conforme.

Lachnocladiaceae (Figure 33)

Lachnocladium schweinfurthianum P. Henn.* ; leg. & det. GC, herb. GC19061702 ; Corner (1970 : 183), Pérez-Moreno & Villareal (1989 : 124), Gibertoni *et al.* (2004 : 977), Stalpers (1996 : 86) ; les spores sont plus petites et les sporophores plus grands que les indications de Corner (1970) et Gibertoni *et al.* (2004), mais conformes à Pérez-Moreno (1991) ; noter que dans la littérature on lit des variations non négligeables sur la taille des spores.

Marasmiaceae (Figure 26)

Chaetocalathus liliputianus (Mont.) Sing. ; leg. & det. GC, herb. GC19061903, GC19062001 ; Singer (1942 : 527), Dennis (1951 : 431), Singer (1952 : 232), Dennis (1970 : 38), Singer (1976 : 54) ; Pegler (1983a : 184) ; Putzke (2002 : 59) ; deux récoltes conformes.

Crinipellis eggersii Pat. ; leg. & det. GC, herb. GC19061908 ; Singer (1942 : 500, 503), Singer (1952 : 229), Dennis (1951 : 429), Dennis (1970 : 38), Singer (1976 : 45, 46, 52), Pegler (1983a : 187) ; conforme ; Aime & Phillips-Mora (2005 : 1021) et Kerekes & Desjardin (2009 : 139) suggèrent l'appartenance de cette espèce au genre *Moniliophthora*.

Hydropus semimarginellus Singer* ; leg. & det. GC, herb. GC19062305 ; Singer (1973b : 59), Singer (1982 : 37) ; conforme, ou à cystides à col un peu plus large.

Marasmius cladophyllus Berk. ; leg. & det. GC, Herb. GC19061814 ; Dennis (1970 : 23), Singer (1976 : 197), Pegler (1983a : 228) ; conforme.

Marasmius haematocephalus var. *purpureomarginatus* Singer ; leg. J. Fournier, det. GC, herb. GC19062107 ; Singer (1965 : 298), Singer (1976 : 211) ; les spores sont plus courtes que sur la variété type et on peut supposer qu'il s'agisse d'une espèce indépendante.

Marasmius suthepensis Wannathes, Desjardin & Lumyong * ; leg. & det. GC, herb. GC19062403 ; Wannathes *et al.* (2009 : 288), Shay *et al.* (2017 : 144), Oliveira *et al.* (2020b : 257) ; nous avons dans un premier temps identifié cette récolte foliicole à *M. hinnuleus* Berk. & Curt., une espèce proche décrite de Cuba, à laquelle mènent les ouvrages traditionnels (Singer, 1976 : 232, Pegler, 1983a : 223, Pegler, 1987 : 560), toutefois lignicole et de couleur plus brun orangé à rougeâtre ; c'est grâce à Oliveira *et al.* (2020b), qui signalent la présence de *M. suthepensis* en Amazonie, que nous avons pu identifier notre récolte comme parfaitement conforme à ce taxon initialement décrit de Thaïlande et peut-être à répartition pantropicale.

Marasmius hypophaeus Berk. & Curt.* ; leg. & det. GC, herb. GC19061704, GC19062014 ; Singer (1976 : 217), Pegler (1983a : 222), Pegler (1987 : 560), Pegler (1997 : 19), Desjardin *et al.* (2000 : 178), Puccinelli & Capelari (2009 : 645), Wannathes *et al.* (2009 : 298) ; les publications disponibles mènent tout droit sur ce taxon pour quatre de nos récoltes présentant pourtant entre elles des différences sensibles, ce qui présage un groupe encore insuffisamment débrouillé ; les caractères communs à ces récoltes au sein de la section *Sicci* sont l'épicutis en brosse, le pied glabre, le chapeau dépassant 15 mm, la présence de pleurocystides, la couleur brun chaud du chapeau, les grandes spores et l'arête des lames (cheilocystides) pigmentée de brun, combinaison de caractères qui mène invariablement sur *M. hypophaeus* ; pourtant, l'habitat (sur bois ou sur feuille), l'espacement des lames fort à très fort, la pigmentation ou non des pleurocystides, l'abondance des gloeopleurocystides, la longueur des ramifications de l'épicutis, la teinte plus ou moins vive du chapeau sont autant de caractères non négligeables qui varient selon nos récoltes. Nous attribuons à *M. hypophaeus* deux récoltes très ressemblantes entre elles, paraissant les plus conformes au concept néotropical de *M. hypophaeus*, espèce décrite de Cuba sur bois mort, présentant une teinte vive, un chapeau conique, des gloeopleurocystides abondantes et des lames espacées dont le nombre dépasse 12. Nos deux autres récoltes dissemblables pourraient correspondre à deux espèces inédites.

Marasmius ruforotula Singer* ; leg. J. Fournier, det. GC, herb. GC19062213 ; Singer (1976 : 155), Pegler (1983a : 202), Desjardin *et al.* (2000 : 131), Oliveria *et al.* (2020 : 34) ; récolte lignicole, non rhizomorphique, à lames bordées, conforme avec la conception de Singer reprise par Pegler et Desjardin, moins avec l'interprétation de Oliveria *et al.* (2020) qui en font une espèce foliicole à rhizomorphes, et lames à arête concolore.

Marasmius spiculosus Singer* ; leg. & det. GC, herb. GC19061705 ; Pegler (1983a : 216), Singer (1965 : 314), Singer (1976 : 246) ; spores plus courtes que dans la description originale, mais conformes avec Pegler (1983), arête des lames non brune mais cheilocystides légèrement pigmentées sous le microscope.

Marasmius neosessilis Singer* ; leg. & det. GC, herb. GC19061803 ; Singer (1976 : 261), Pegler (1977 : 202) ; conforme ; semble proche de l'espèce pantropicale *Marasmius tenuissimus* (Junghuhn) Singer, mais les ramifications des cellules terminales de l'épicutis sont dextrinoïdes, comme décrites pour *M. neosessilis* (Singer, 1976).

Trogia cantharelloides (Mont.) Par. ; leg. & det. GC, herb. GC19061815 ; Corner (1966 : 202), Dennis (1970 : 23), Pegler (1983a : 154) ; conforme.

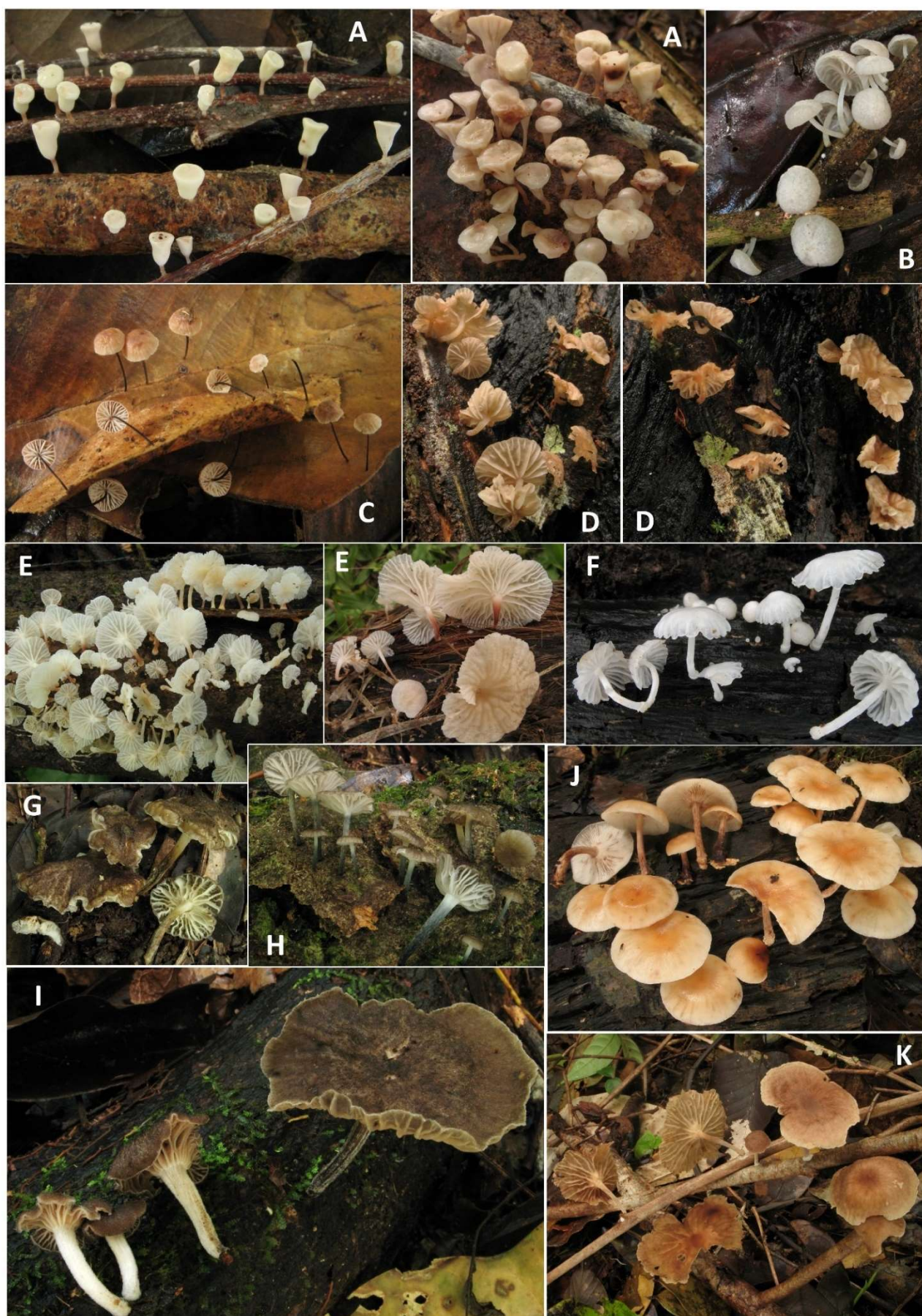


Figure 27 : planche des récoltes d'Omphalotaceae ; A, *Caripia montagnei* ; B, *Marasmiellus tenerrimus* ; C, *Setulipes hakgalensis* ; D, *Marasmiellus ugandensis* ; E, *Marasmiellus troyanus* ; F, *Marasmiellus coilobasis* ; G, *Marasmiellus pilosus* ; H,I, *Marasmiellus* sp. ined. (sect. *Stenopylloides*) ; J, *Lentinula raphanica* ; K, *Gymnopus amazonicus*.



Meruliaceae (Figure 33)

Stereopsis hiscens (Berk. & Ravenel) Reid ; leg. & det. GC, herb. GC19062109 ; Reid (1965 : 298), Dennis (1970 : 89) ; conforme.

Mycenaceae (Figure 28)

Mycena chlorophos (Berk. & Curt.) Sacc. (sect. *Exornatae*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062118, GC19062307 ; Dennis (1970 : 39), Pegler (1986 : 190), Maas Geesteranus (1991 : 98), Maas Geesteranus & de Meijer (1997 : 138), Desjardin *et al.* (2007), Desjardin *et al.* (2010 : 474), ; dans ce groupe d'espèces bioluminescentes, notre récolte est très proche de l'espèce indienne *M. deeptha* Aravind. & Manim. (Aravindaksha *et al.*, 2012 : 557), mais présente des cheilocystides à flagelle fourchu comme signalé chez l'espèce pantropicale *M. chlorophos* ; *M. radiata* (Dennis) Sing. ex Maas Geest. Décrit du Venezuela (Dennis, 1970, Maas Geesteranus, 1991) comme dépourvu de cystides, ne correspond pas à nos récoltes.

Omphalotaceae (Figure 27)

Caripia montagnei (Berk.) Kuntze ; leg. & det. GC, herb. GC19062303 ; Dennis (1970 : 94) ; Ginns (2011 : 2), Cheype (2015 : 57), Coimbra *et al.* (2015 : 6) ; conforme.

Gymnopus amazonicus Coimbra ined. (sect. *Vestipedes*) ; leg. & det. GC, herb. GC19062310 ; Coimbra (2017 : 45) ; conforme à l'espèce décrite par Coimbra dans sa thèse comme fréquente en Amazonie, mais dont le nom n'est pas encore validé.

Lentinula raphanica (Murril) Mata & R.H. Petersen* ; leg. & det. GC, herb. GC19062115 ; Mata *et al.* (2001 : 1107) ; conforme si ce n'est des spores plus petites qu'indiquées par Mata et Pertersen (4,5-5,4 x 2,1-2,5 µm, avec un Q moy = 2,2 conforme).

Marasmiellus coilobasis (Berk.) Sing.* ; leg. & det. GC, herb. GC19061706 ; Dennis (1952a : 393), Singer (1973a : 30), Pegler (1983a : 145) ; sosie de *M. volvatus* Singer, mais spores beaucoup plus grandes ; serait-ce une forme bisporique de ce dernier ? *Marasmiellus pilosus* (Dennis) Singer* ; leg. & det. GC, herb. GC19062202, GC19061805 ; Dennis (1951 : 435), Dennis (1970 : 29), Singer (1973a : 77), Pegler (1983a : 143) ; conforme.

Marasmiellus tenerrimus (Berk. & Curt.) Sing.* ; leg. & det. GC, herb. GC19061809 ; Dennis (1952a : 406) ; Dennis (1970 : 31), Singer (1973a : 77, 80, 83), Pegler (1983a : 143), Pegler (1987 : 572), Desjardin *et al.* (1993 : 112) ; récolte malheureusement immature, ne montrant pas de spores, mais les crins piléiques à paroi brune et épaisse signent la section tropicale *Stenophylloides*. Au sein de cette section, *M. tenerrimus* avec son chapeau et son pied blanchâtres et l'absence de rhizoïdes convient bien. *M. stenophylloides* (Dennis) semble également assez proche, mais est décrit avec

un chapeau grisâtre et la partie inférieure du pied brun pourpre.

Marasmiellus troyanus (Murr.) Dennis ; leg. & det. GC, herb. GC19061915, GC19062215 ; Dennis (1951 : 451), Pegler (1983a : 132), Dennis (1970 : 31), Singer (1973a : 230) ; deux récoltes conformes.

Marasmiellus ugandensis Pegler* ; leg. & det. GC, herb. GC19061804 ; Singer (1973a : 172), Pegler (1977 : 120), Desjardin & Perry (2017 : 1379) ; conforme, même si nous avons hésité rapporter notre récolte à cette espèce africaine avant de voir les résultats moléculaires ; ressemble à la très courante espèce européenne *M. ramealis* (Bull. ex Fr.) Sing., dont Singer (1973a) décrit plusieurs sous-espèces d'Amérique du Sud ; le statut de ces taxons serait à préciser de même que le possible rattachement de notre récolte à petites spores (6-7 x 2,7-3,5 µm) à l'un d'entre eux peut-être synonyme de l'espèce décrite par Pegler d'Afrique de l'Est que notre récolte suggère à répartition pantropicale.

Setulipes hakgalensis (Petch) Antonín* ; leg. & det. GC, herb. GC19062003 ; Singer (1965 : 128), Singer (1976 : 71), Pegler (1983a : 197), Pegler (1986 : 146), Antonín & Buyck (2007 : 921) ; les poils du pied courts et obtus sont conformes aux observations de Antonín & Buyck (2007), mais pas des autres descriptions, la dextrinoïdie est par ailleurs douteuse sur notre récolte.

Phallaceae (Figure 32)

Phallus indusiatus Vent. ; leg. & det. GC, non conservé ; Dennis (1953c : 307), Trierveiler-Pereira *et al.* (2009 : 78), Cheype (2010 : 52), Magnago *et al.* (2013 : 239), Medeiros *et al.* (2017 : 193), Trierveiler-Pereira *et al.* (2019 : 165), Cabral *et al.* (2019 : 117), Lima *et al.* (2019 : 21) ; conforme.

Physalacriaceae (Figure 28)

Dactylosporina steffenii (Rick) Dörfelt* ; leg. & det. GC, herb. GC19062103 ; Singer (1964 : 154), Capelari (2005 : 382), Petersen & Hughes (2010 : 75), Wartchow *et al.* (2010 : 120), Wartchow (2014 : 176), Magnago *et al.* (2015 : 18) ; conforme, à marge des lames franchement brune (cheilocystides à pigment brun intracellulaire).

Gloiocephala spathularia Singer* ; leg. & det. GC, herb. GC19062402 ; Singer (1960 : 271), Singer (1976 : 301) ; conforme, si ce n'est l'écologie inédite sur périthèce de Pyrénomycète.

Pleurotaceae (Figure 28)

Pleurotus djamor (Rumph. ex Fr.) Boedijn var. *djamor* ; leg. & det. GC, non conservé ; Pegler (1986a : 43).

Pleurotus djamor var. *roseus* Corner ; leg. & det. C. Lechat & GC ; non conservé.



Figure 28 : planche des autres leucosporés ('Tricholomatales') récoltés ; A, *Hohenbuehelia* cf. *barbatula* ; B, *Pleurotus djamor* var. *roseus* ; C-D, *Gerronema* sect. *Xanthophylla* ; E, *Dactylosporina steffenii* ; F, *Gloiocephala spatularia* ; G, *Tricholomopsis aurea* ; H, *Hygrocybe hyphohaemacta* ; I, *Hygrocybe* sp. ined. (sect. *Coccineae*) ; J, *Lepistella ocula* ; K-L, *Hemimycena* sp. ined. ; M-N, *Mycena chlorophos*.



Pluteaceae (Figure 25)

Chamaeota subolivascens Courtec. ; leg. & det. GC, herb. GC19061907 ; Courtecuisse (1991 : 137) ; conforme, mais contrairement à la description originale, ici les pleurocystides sont très majoritairement vésiculeuses appendiculées ; il semble que ce soit la deuxième récolte et la première photographie de cette espèce décrite de Guyane.

Pluteus laetifrons (Berk. & Curt.) Sacc.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062209 ; Singer (1956 : 202), Singer (1958 : 276), Dennis (1970 : 52), Pegler (1987 : 521) ; conforme.

(Figure 33)

Favolus brasiliensis (Fr.) Fr. ; leg. GC, det. P.A. Moreau, non conservé.

Lentinus crinitus (L. ex Fr.) Fr. ; leg. & det. GC, herb. GC19062010 ; Dennis (1970 : 46), Pegler (1977 : 25), Pegler (1983a : 26), Pegler (1983b : 33), Pegler (1997 : 3) ; apparemment conforme, mais matériel abîmé.

Trichaptum perrottetii (Lév.) Ryvarden ; leg. & det. GC, herb. GC19062117 ; Dennis (1970 : 110, *sub. nom.* *Polyporus trichomallus*), Gibertoni *et al.* (2011 : 90) ; conforme.

Psathyrellaceae (Figure 29)

Coprinopsis mexicana (Murr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo* ; leg. & det. GC, herb. GC19062208 ; Murril (1918 : 84), Dennis (1970 : 62), Pegler (1983a : 467) ; incarnat pâle dans la description originale (Murril, 1918), mais vermillon selon Dennis (1970) ; conforme avec Dennis (1970) et Pegler (1983a).

Psathyrella reticulata Petch* ; leg. & det. GC, herb. GC19062211 ; Pegler (1986 : 381) ; il s'agit ici d'une détermination par défaut, le seul taxon néotropical de la section *Spadiceogrisea* (actuel genre *Homophron*) compatible macro- et microscopiquement, que nous ayons trouvé dans la littérature, est celui-ci décrit du Sri Lanka ; *P. metuloidophora* Singer (Singer 1973b : 72), décrite d'Argentine présente des spores plus grandes ; une espèce néotropicale inédite n'est pas à exclure.

Rickenellaceae (Figure 33)

Cotylidia aurantiaca (Pat.) A.L. Welden var. *aurantiaca* ; leg. & det. GC, herb. GC19061910 ; Reid (1965 : 59), Dennis (1970 : 89) ; conforme.

Cotylidia aurantiaca var. *alba* Reid* ; leg. & det. GC, herb. GC19061701 ; Reid (1965 : 67) ; conforme.

Strophariaceae (Figure 29)

Hypholoma subviride (Berk. & M.A. Curtis) Dennis ; leg. & det. GC, herb. GC19062301 ; Dennis (1970 : 69), Pegler (1983a : 507), Pegler (1986 : 407), Pegler (1997 : 44), Cortez *et al.* (2007 : 615), Santos da Silva *et al.* (2012 : 480) ; conforme.

Tremellaceae (Figure 33)

Tremella fuciformis Berk.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062405 ; Dennis (1970 : 128), Lowy (1971 : 103) ; conforme.

Tremellodendropsidaceae (Figure 33)

Tremellodendropsis flagelliformis (Berk.) D.A. Crawford* ; leg. & det. GC, herb. GC19061904, GC19062201, GC19062406 ; Corner (1970 : 284), Crawford (1954 : 618) ; l'espèce est initialement décrite de Nouvelle-Zélande, mais signalée par Corner du Brésil, nos récoltes semblent donc *a minima* compatibles avec l'interprétation de Corner.

Tricholomataceae (Figure 28)

Lepistella ocula T.J. Baroni & Ovrebo* ; leg. & det. GC, herb. GC19061806 ; Ovrebo & Baroni (2007 : 159) ; récolte remarquable par ses caractères morpho-anatomiques, notamment ses spores jaunâtres et verruqueuses couplées à un pied excentré des lames très serrées et un habitat lignicole, qui la rendent inclassable, et pour laquelle un nouveau genre au sein des Tricholomataceae a été proposé lors de sa description en 2007.

Tricholomopsis aurea (Beeli) Desjardin & B.A. Perry* ; leg. & det. GC, herb. GC19061911 ; Dennis (1970 : 27), Pegler (1977 : 143), Pegler (1983a : 175), Desjardin & Perry (2017 : 1336) ; conforme.

Ascomycota : Geoglossaceae (Figure 34)

Geoglossum pumilum G. Winter* ; leg. & det. GC, herb. GC19062015 ; Mains (1954 : 606), Maas Geesteranus (1965 : 30) ; conforme, et le type a été décrit du Brésil, ce qui conforte la détermination, bien qu'il soit probable que de nombreux *Geoglossum* restent à décrire en Amazonie.

Trichoglossum hirsutum (Pers.) Boud. *sensu auct. neotrop.** ; leg. & det. GC, herb. GC19061816 ; Dennis (1970 : 341), Trierveiler Pereira *et al.* (2011 : 100), Ramírez-López & Ríos (2007 : 45) ; cette récolte à paraphyses droites largement cylindriques est conforme à la description de la récolte brésilienne de Trierveiler Pereira *et al.* (2011), mais pas à l'espèce européenne ; il s'agit très probablement d'une espèce néotropicale inédite.

Ascomycota : Sarcoscyphaceae (Figure 34)

Cookeina speciosa (Fr.) Dennis ; leg. GC & det. GC., non conservé & herb. GC19062012 ; Dennis (1970 : 339) ; Dennis (1994 : 239), Iturriaga & Pfister (2006 : 160), Ortega-López *et al.* (2019 : 3) ; conforme pour la récolte rose non conservée, albinique (ou taxon cryptique ?) pour GC19062012.

Cookeina tricholoma (Mont.) Kunzite ; leg. & det. GC, non conservé ; Dennis (1970 : 339) ; Iturriaga & Pfister (2006 : 165), Ortega-López *et al.* (2019 : 8), Angelini & Medardi (2012 : 573).

Ascomycota : Sclerotiniaceae (Figure 34)

Dicephalospora rufocornea (Berk. & Broome) Spooner ; leg. GC, det. C. Lechat ; Zhuang *et al.* (2016 : 799).



Figure 29 : planche des récoltes chromosporées ; A, *Phlebopus beniensis* ; B, *Coprinellus* aff. *disseminatus* ; C, *Coprinopsis mexicana* ; D, *Psathyrella reticulata* ; E, *Hypholoma subviride* ; F, *Crepidotus flavus*.



Figure 30 : planche des récoltes d'Agaricaceae ; A, *Morganella fuliginea* ; B, *Agaricus rufo-aurantiacus* ; C, *Lepiota* sp. ined. (sect. *Ovisporae*) ; D, *Lepiota* sp. ined. (sect. *Lepiota*) ; E, *Lepiota* sp. ined. (sect. *Ovisporae*) ; F-J, *Leucoagaricus* spp. ined. (sect. *Leucoagaricus*) ; K, *Hiatulopsis* sp. ined. ; L, *Cystolepiota seminuda* ss. auct. neotrop. ; M, *Melanophyllum* sp. ined.

II.2 Taxons identifiés à des rangs supérieurs (classés par famille)

Parmi nos autres récoltes, nous avons pu identifier sur des bases morpho-anatomiques tous les autres taxons au rang du genre et dans la plupart des cas à un rang infra-générique (section, sous-section), à l'exception d'un ascomycète de la famille des Sarcoscyphacées n'appartenant apparemment à aucun genre connu.

Agaricaceae (Figure 30)

*Hiatulopsis sp. ined.** ; leg. C. Lechat, det. GC, herb. GC19061810 ; Singer (1967 : 364), Singer (1989 : 98) ; espèce remarquable qui présente les caractères microscopiques du genre *Hiatulopsis* tout en étant très différente des deux espèces qui y sont actuellement décrites.

Lepiota sp. ined. (sect. *Lepiota*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062104 ; Pegler (1986 : 301), Liang *et al.* (2011), Sysouphanthong *et al.* (2012) ; la section *Lepiota* du genre *Lepiota* semble méconnue sous les tropiques du Nouveau Monde ; aucune espèce n'y est citée par Dennis (1970) du Venezuela ni par Pegler (1983a) des Petites Antilles, ni par Pegler (1997) au Brésil ; sous les tropiques de l'Ancien Monde, Pegler (1986) cite deux espèces au Sri Lanka, également rapportées de Chine par Liang *et al.* (2011) aux côtés d'une troisième espèce nouvellement décrite ; Sysouphanthong *et al.* (2012) rapportent cinq espèces de Thaïlande dont les trois nouvellement décrites et une inédite. Notre récolte à spores remarquablement allongées n'est compatible avec aucune de ces espèces paléotropicales et appartient manifestement à une espèce inédite. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Lepiota sp. ined. (sect. *Ovisporae*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19061811 ; Dennis (1952b : 485) ; Dennis (1961 : 114), Dennis (1970 : 55) ; *L. citrophylla* Dennis présente quelques similitudes morphologiques, mais notre récolte a des spores beaucoup plus petites ; *L. parviflora* Dennis est décrite avec des spores plus compatibles, mais présente des sporophores trop bruns et pas assez jaunes. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Lepiota sp. ined. (sect. *Ovisporae*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062101 ; cette espèce rose et microspore présente en outre un épicutis remarquable, combinaison de caractères qui ne mène à aucune espèce connue. Seule une séquence 28S a été obtenue, confirmant une position phylogénétique isolée au sein des *Ovisporae*.

Leucoagaricus sp. ined. (sect. *Leucoagaricus*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062005 ; Dennis (1952 : 482, 483), Dennis (1970 : 55, 56), Singer & Gómez (1982 : 42) ; cette récolte présente quelques similitudes avec *Leucocoprinus bakeri* (Dennis) Singer, mais d'habitus beaucoup plus grêle et à spores plus petites entre autres différences ; elle

ressemble aussi à *Lepiota zamurensis* Pat. & Gaill. *sensu* Dennis, mais s'en distingue par la structure de son épicutis, son port plus grêle et la couleur du pied notamment.

Leucoagaricus sp. ined. (sect. *Leucoagaricus*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062106 ; Dennis (1952 : 477), Dennis (1970 : 57) ; *Lepiota rimosa* Murril présente des ressemblances macroscopiques, mais a des spores plus grandes et une arête des lames fertiles. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Leucoagaricus sp. ined. (sect. *Leucoagaricus*)* ; leg. J. Fournier, det. GC, herb. GC19062108 ; Dennis (1961 : 112) ; Dennis (1970 : 56), Justo *et al.* (2015) ; notre récolte présente des caractères en commun avec *Leucoagaricus sabiniae* Angelini, Justo & Vizzini décrit de République Dominicaine avec toutefois des teintes et changement de couleur différents et des spores plus petites et aussi quelques similitudes avec *Lepiota ochraceolamellata* Dennis qui a des lames plus jaunes. L'analyse phylogénétique confirme le rapprochement avec *L. sabiniae* tout en restant sur une branche distincte.

Leucoagaricus sp. ined. (sect. *Leucoagaricus*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062112 ; aucune espèce comparable n'a pu être trouvée dans la littérature disponible. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Leucoagaricus sp. ined. (sect. *Leucoagaricus*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062207 ; Dennis (1952 : 483), Dennis (1970 : 56), Singer & Gómez (1982 : 42) ; cette récolte présente quelques affinités avec *Leucocoprinus bakeri* (Dennis) Singer, mais avec un port plus grêle, coprinioïde, un pied plus jaune et un anneau ascendant. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

*Melanophyllum sp. ined.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062214 ; espèce remarquable, présentant toutes les caractéristiques morpho-anatomiques du genre *Melanophyllum*, mais représentant une espèce néotropicale inédite. L'analyse moléculaire de la séquence ITS confirme son originalité.

Entolomataceae (Figure 31)

*Clitopilus sp. ined.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062114 ; Baroni & Halling (2000 : 122) ; espèce collybioïde ne correspondant à aucun *Clitopilus* néotropical connu, probablement inédite. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Entoloma sp. ined. (subgen. *Alboleptonia*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19061812, GC19062401 ; Horak (1976 : 180) ; se rapproche de *E. albograce* Horak, espèce décrite de Nouvelle Guinée, en savane sous Eucalyptus, et présentant un habitus différent, non ombiliqué. Notre récolte GC19061914, attribuée à *E. davidii*, est très ressemblante, mais dépourvue de cystides. L'analyse phylogénétique confirme la proximité des deux récoltes et leur différence d'avec GC19061914.



Figure 31 : planche des récoltes d'Entolomataceae ; A, *Clitopilus* sp. ined. ; B, *Entoloma cystidiophorum* ; C, *Entoloma dragonosporum* ; D, *Entoloma cervinum* ; E, *Entoloma* sp. ined. (sect. *Violaceozonata*) ; F, *Entoloma acutopallidum* ; G, *Entoloma davidii* ; H-I, *Entoloma* subgen. *Alboleptonia*.

Entoloma subgen. *Pouzarella** ; leg. & det. GC, non conservé ; nous indiquons cette observation, un minuscule sporophore que nous avons perdu, car aucune récolte d'entolome du sous-genre *Pouzarella* n'avait à ce jour été répertoriée en Guyane.

Entoloma sp. ined. (Sect. *Violaceozonata*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062102 ; Morozova *et al.* (2017) ; cette récolte se rapporte sans ambiguïté à la section *Violaceozonata* récemment identifiée au sein du sous-genre *Leptonia* par Morozova *et al.* (2017), caractérisée anatomiquement par la présence de boucles de conjugaison et à ce jour uniquement connue d'Eurasie. Notre récolte étend l'aire de répartition de cette section particulière au continent américain et en constitue une espèce inédite. L'analyse moléculaire confirme parfaitement le rapprochement morpho-anatomique avec la section *Violaceozonata*, mais sur une branche isolée des trois espèces actuellement connues.

Gomphaceae (Figure 33)

Phaeoclavulina aff. *zippelii* var. *gracilis* (Corner) comb. ined.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062002 ; Corner (1950 : 546, 568, 632, 635), Corner (1970 : 241), Gonzáles-Ávila *et al.* (2013 : S102, S107, S108), Maneevun *et al.* (2012 : 150, 160) ; notre récolte pourrait être comparée aux espèces tropicales *P. cyanocephala* (Berk. & M.A. Curtis) Giachini et *P. zippelii* (Lév.) Overeem, qui présentent toutefois des sporophores beaucoup plus grands et plus ramifiés et des spores plus grandes à aiguillons plus longs. Finalement, le taxon décrit par Corner (1950) sous le nom de *Ramaria zippelii* var. *gracilis* semble le plus proche avec ses sporophores plus grêles et ses spores plus petites, mais sa forte ramification pose aussi question. La séquence ITS a échoué. L'analyse phylogénétique à partir du 28S montre une position isolée dans la famille des Gomphaceae.

Hygrophoraceae (Figure 28)

Hygrocybe sp. ined. (sect. *Coccineae*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19061807 ; Cantell & Lodge (2004 : 1303) ; ce minuscule *Hygrocybe* écarlate avec son revêtement squamuleux, appartient à la sous-section *Squamulosae*, il ne correspond à aucune espèce dans la littérature consultée ; la clé de Cantrell & Lodge (2004), la plus complète pour les *Hygrocybes* néotropicaux de la section *Coccineae* aboutit à une impasse. L'analyse moléculaire confirme une position isolée.

Marasmiaceae (Figure 26)

Favolaschia sp. ; leg. & det. C. Lechat, un minuscule sporophore non conservé.

Clitocybula sp. ined.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062302 ; Singer (1973b : 18), Singer (1982 : 21, 49) ; l'attribution générique n'est pas problématique, tout au plus pourrait-on rechercher

notre récolte dans le genre *Hydropus* qui mène à une impasse vers *H. excentricus* Singer et nous n'avons trouvé aucune espèce de *Clitocybula* néotropicale à laquelle comparer notre récolte. L'analyse phylogénétique confirme l'appartenance au genre *Clitocybula*, positionnant notre récolte à proximité de *C. azurea* Singer, une espèce néotropicale fort différente.

Gerronema sect. *Xanthophylla** ; leg. & det. GC, herb. GC19061913, GC19062206 ; Singer (1970 : 25, 29) ; nos récoltes peuvent être comparées à *G. leptosarcum* Sing. qui a des spores similaires mais est plus grêle, et *G. majus* Sing. dont l'habitus correspond, mais dont les spores sont plus petites, nos récoltes étant par ailleurs abondamment pourvues de piléocystides et pseudocystides à pigment brun intracellulaire. Seul GC19061913 a été séquencé avec succès, confirmant sa position isolée au sein des séquences de *Gerronema* disponibles dans Genbank, sachant qu'on ne dispose pas de séquence pour la plupart des espèces de la monographie néotropicale de Singer (1970).

Marasmius spp. ined. (sect. *Sicci*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19061801, GC19062309 ; Singer (1976 : 217), Pegler (1983a : 222), Pegler (1987 : 560), Pegler (1997 : 19), Desjardin *et al.* (2000 : 178), Puccinelli & Capelari (2009 : 645), Wannathes *et al.* (2009 : 298) ; bien que les clés disponibles mènent à *M. hypophaeus* Berk. & Curt. pour ces deux récoltes, elles ne semblent pas pouvoir correspondre avec les autres récoltes que nous avons attribuées à cette espèce. Elles présentent toutes deux des lames très espacées (7-11 lames par basidiome), GC19062309 est foliicole, tandis que GC19061801 vient sur l'écorce d'un arbre vivant et a des ramifications de l'épicutis très longues et épaissies et des pleurocystides optiquement vides ; leurs couleurs sont dissemblables et il s'agit manifestement de deux espèces différentes, potentiellement inédites. L'analyse phylogénétique confirme qu'il s'agit de deux espèces différentes à position disjointe dans la section *Sicci*.

Marasmius aff. *trichorhizus* Speg. (subsect. *Sicciformes*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19061808, GC19061902 ; Singer (1976 : 124, 125, 147, 149), Tan *et al.* (2009 : 39), Wannathes *et al.* (2009 : 229), Oliveira *et al.* (2020a : 40) ; deux récoltes sur feuilles et litière d'arbres (dicotylédones) se rapprochent de *M. trichorhizus* bien que celui-ci soit donné sur bois et à lames non bordées ; elles se rapprochent aussi de *M. crinis-equi* Mueller ex Kalchbrenner, mais ce dernier a des spores plus grandes et vient sur feuilles de monocotylédones. L'analyse phylogénétique confirme la proximité de ces deux récoltes entre elles et leur positionnement à proximité avec *M. crinis-equi* et *M. trichorhizus* tout en étant distinctes.

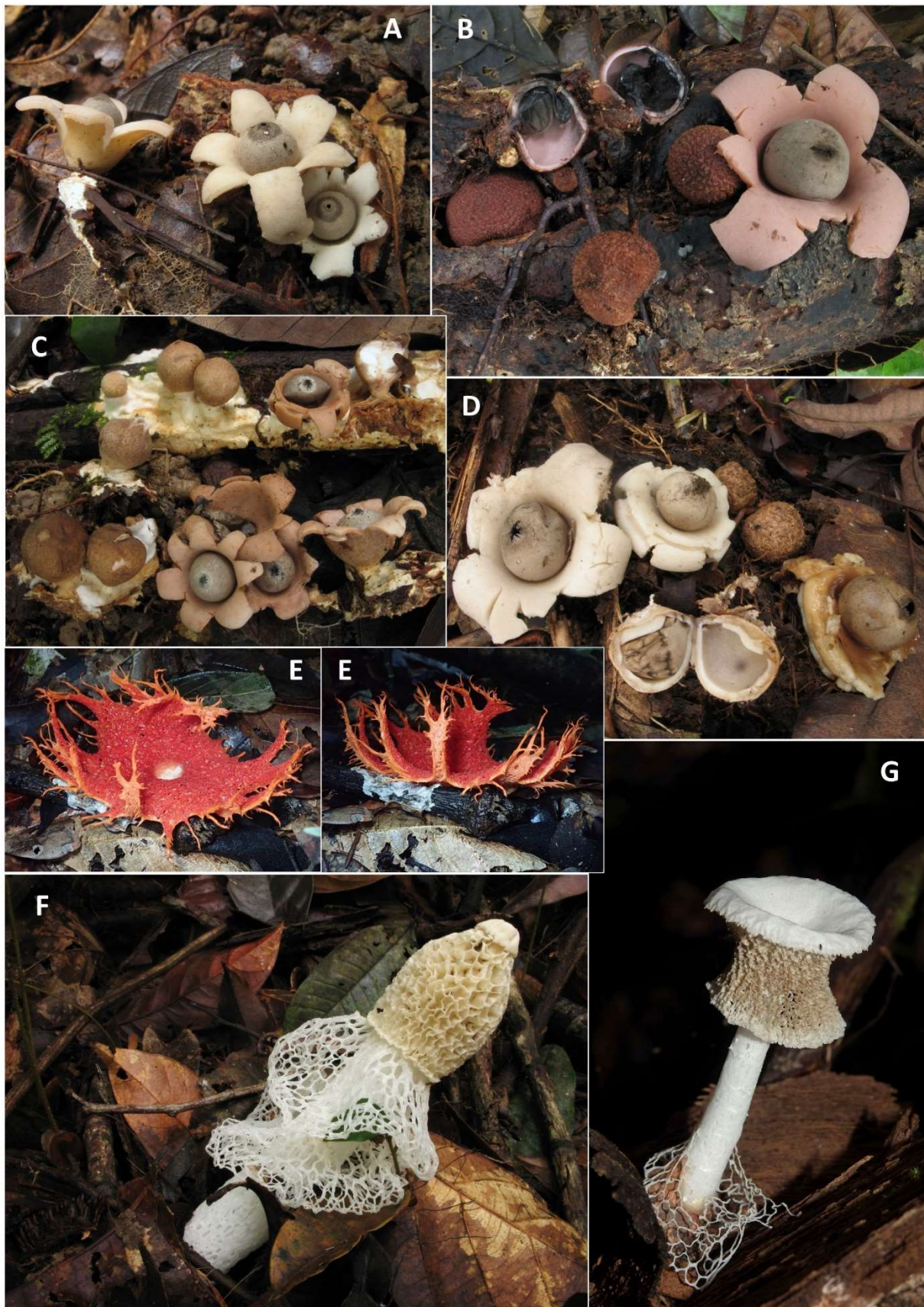


Figure 32 : planche des récoltes de Phallomycetideae ; A, *Geastrum* aff. *javanicum* ; B, *Geastrum echinulatum* ; C, *Geastrum neoamericanum* ; D, *Geastrum rusticum* ; E, *Aseroë* sp. ined. ; F, *Phallus indusiatus* ; G, *Phallus* aff. *aureolatus*.

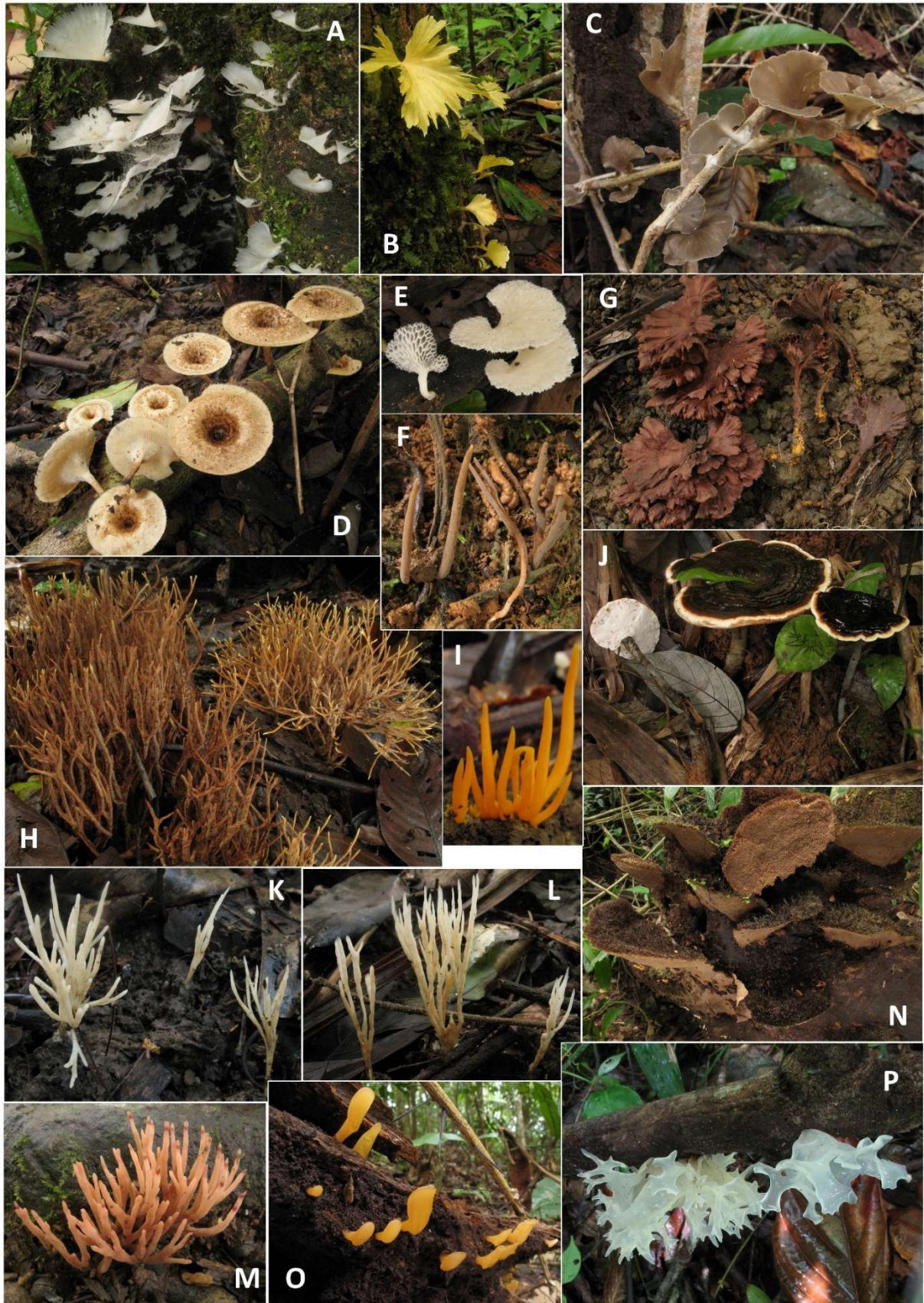


Figure 33 : planche des récoltes d'Aphyllophorales ; A, *Cotylidia aurantiaca* var. *alba* ; B, *C. aurantiaca* var. *aurantiaca* ; C, *Stereopsis hiscens* ; D, *Lentinus crinitus* ; E, *Favolus brasiliensis* ; F, *Phaeoclavulina* aff. *zippelii* var. *gracilis* ; G, *Hymenochaete damaecornis* ; H, *Lachnocladium schweinfurthianum* ; I, *Clavulinopsis aurantiocinnabarina* ; J, *Amauroderma schomburgkii* ; K-M, *Tremellodendropsis flagelliformis* ; N, *Trichaptum perrottetii* ; O, *Dacryopinax spathularia* ; P, *Tremella fuciformis*.



Tetrapyrgos sp.* ; leg. & det. GC, herb. GC19062204 ; Dennis (1951 : 426), Singer (1952 : 156), Dennis (1970 : 31), Singer (1973a : 299), Pegler (1983a : 139), Singer (1986 : 328), Horak (1987), Desjardin *et al.* (1992 : 539), Honan *et al.* (2015), Komura *et al.* (2020 : 207) ; les références historiques mènent sur *T. nigripes* (Schweinitz) Horak, espèce qui s'est révélée collective ; les travaux les plus récents ne permettent toutefois pas d'identifier cette récolte avec certitude. L'analyse phylogénétique, sans isoler fortement nos séquences ITS et 28S, ne permet pas l'attribution à un taxon décrit.

Mycenaceae (Figure 28)

Hemimycena sp. *ined.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062110, GC19062203 ; la nomination formelle récente de deux nouveaux genres (*Atheniella* et *Phloeomana*) ne résout pas la position générique du groupe d'espèces mycénoïdes à spores inamyloïdes, qui reste embrouillée, ce que confirme l'analyse phylogénétique de nos récoltes. Dans le genre *Hemimycena*, elle tranche par sa couleur jaune, mais sa position dans le genre *Phloeomana* n'est pas plus concluante. Quant aux *Atheniella*, ils sont phylogénétiquement plus éloignés.

Omphalotaceae (Figure 27)

Marasmiellus sp. *ined.* sect. *Stenophylloides** ; leg. J. Fournier, det. GC, herb. GC19061901 ; Dennis (1970 : 29), Singer (1973a : 77), Pegler (1983a : 143) ; cette récolte, assez ressemblante à GC19062202 attribuée à *M. pilosus* (Dennis) Singer, s'en éloigne par ses spores nettement plus petites et ses sporophores également nettement plus grêles.

Marasmiellus sp. *ined.* sect. *Stenophylloides** ; leg. & det. GC, herb. GC19061805 ; Dennis (1970 : 29), Singer (1973a : 77), Pegler (1983a : 143) ; également proche de GC19062202, mais immature et identifié différent par sa séquence ITS.

Phallaceae (Figure 32)

Aseroë sp. *ined.** ; leg. L. Godé, det. GC, herb. GC19052301 ; Basela & Calonge (2005 : 170) ; aucune des trois espèces d'*Aseroë* ne correspond morphologiquement à la récolte guyanaise de L. Godé, même si la plus proche semble être *A. rubra* Labill. Malheureusement, l'échantillon est en mauvais état, colonisé par des moisissures et le séquençage a échoué.

Phallus sp. *ined.* (aff. *aureolatus*)* ; leg. S. Sant, det. GC, non conservé (photographie) ; Trierveiler-Pereira *et al.* (2017 : 229), Trierveiler-Pereira *et al.* (2019 : 170) ; la photographie envoyée pourrait correspondre à la macromorphologie décrite pour *P.*

aureolatus Trierv.-Per. & de Meijer, mais les résultats moléculaires s'y opposent.

Pleurotaceae (Figure 28)

Hohenbuehelia cf. *barbatula* ss. Dennis* ; leg. & det. GC, herb. GC19061906 ; Singer (1952 : 467), Singer & Digillio (1952 : 113), Dennis (1953 : 32), Dennis (1970 : 48), Pegler (1983 : 234), Pegler (1987 : 305), Gándara & Ramírez Cruz (2005 : 32), Silva-Filho & Cortez (2017 : 31) ; on trouve parmi les espèces tropicales deux candidats pour y comparer notre récolte, *H. paraguayensis* (Speg.) Singer, à teinte pâle conforme, mais qui présente des spores plus grandes, et *H. barbatula* (Berk. & Curt.) Dennis, à teinte plus brun vineux et dont les spores sont décrites avec d'inquiétantes différences entre Dennis (1953, 1970) d'une part, et Pegler (1983) et Gándara & Ramírez Cruz (2005) d'autre part. Nous avons sans doute affaire ici à un complexe encore insuffisamment débrouillé sous les néotropiques. L'analyse moléculaire confirme une position isolée, sans qu'il existe de séquence attribuée à *H. barbatula* dans Genbank.

Pluteaceae (Figure 25)

Pluteus sp. *ined.* (sect. *Celluloderma*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062004 ; Singer (1958 : 261) ; Campi *et al.* (2019 : 316), Menolli & Capelari (2010 : 700) ; hyménium collapsé, cystides non lisibles ; notre récolte présente quelques similitudes macro- et microscopique avec *P. longistriatus* Singer, mais les spores si elles sont bien globuleuses, sont plus petites que données pour *P. longistriatus*, l'habitus est plus grêle élancé, la base du pied est jaune, et l'habitat en forêt équatoriale humide est également différent de celui xérophile subtropical donné pour *P. longistriatus*. L'analyse phylogénétique confirme une position isolée à proximité avec *P. longistriatus*.

Pluteus sp. *ined.* (sect. *Hispidoderma*)* ; leg. & det. GC, herb. GC19062210, GC19062212 ; Singer (1958 : 273) ; la monographie de Singer oriente vers *P. substigmaticus* Singer, mais les différences de notre récolte sont importantes (spores plus petites, poils piléiques plus longs et étroitement fusiformes, chapeau villeux, caulocystides très longues, chapeau plus grand à revêtement non diffracté) et nous n'avons pas trouvé dans la littérature d'espèce comparable. Le séquençage ITS a échoué. L'analyse phylogénétique des séquences 28S confirme la conspécificité des deux récoltes et leur position isolée.

Volvariella sp. *ined.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062013 ; Menolli & Capelari (2008), Malysheva *et al.* (2019) ; cette récolte microspore ne correspond à aucune espèce décrite. L'analyse phylogénétique confirme une position isolée.



Figure 34 : planche des récoltes d'Ascomycètes ; A, *Cookeina speciosa* ; B, *Cookeina cf. speciosa* ; C-D, *Cookeina tricholoma* ; E, *Sarcoscypha* sp. & gen. ined. ; F, *Geoglossum* aff. *pygmaeum* ; G-H, *Cordyceps* spp. ; I, *Dicephalospora rufocornea* ; J-L, *Xylariaceae* spp.



Psathyrellaceae (Figure 29)

Coprinellus aff. *disseminatus* (Pers. Ex Fr.) J.E. Lange* ; leg. J. Fournier, det. GC, herb. GC19062011 ; Dennis (1970 : 61), Pegler (1977 : 402), Pegler (1983a : 471), Pegler (1986 : 367), Pegler (1997 : 40), Keirle et al. (2004 : 110) ; *C. disseminatus* est considéré comme cosmopolite par plusieurs auteurs tropicaux, la conspécificité avec l'espèce tempérée européenne reste toutefois à démontrer, d'autant que Hussain *et al.* (2018 : 51) ont récemment mis en évidence un "*C. disseminatus*" cryptique au Pakistan ; quoiqu'il en soit, notre récolte poussant sur l'hyménium d'un vieux polypore, du fait de ses petites spores (5,8-7,4 x 3,6-4,4 x 3,8-4,7 µm), ne correspond pas non plus au *C. disseminatus sensu auct. neotrop.* L'analyse phylogénétique confirme le rapprochement avec certaines séquences nommées *C. disseminatus*, mais aussi la complexité interne du groupe, restant probablement à débrouiller.

Ascomycota : Geoglossaceae (Figure 34)

Geoglossum aff. *pygmaeum* W.R. Gerard* ; leg. & det. GC, herb. GC19062404 ; Mains (1954 : 606), Arausa & Iglesias (2014 : 248 & 225) ; l'espèce la plus proche que nous ayons trouvée dans la littérature est *G. pygmaeum*, cependant, notre récolte possède des spores majoritairement 11-14 septa (contre 15 chez *G. pygmaeum*) et l'apex des asques est hémiamyloïde ; *G. variabilisporum* S. Arauso possède des spores plus courtes majoritairement à 7 septa ; il est probable que nous ayons à faire à une espèce inédite. Les séquences obtenues, de mauvaise qualité sont ininterprétables.

Trichoglossum sp. *ined.** ; leg. & det. GC, herb. GC19062015' ; avec ses spores de 170 µm à 15-18 septa et ses paraphyses droites, cylindro-clavées, cette récolte ne correspond à aucun *Trichoglossum* actuellement décrit. Le séquençage a échoué.

Ascomycota : Sarcoscyphaeae (Figure 34)

Gen. & sp. ined. aff. *Phillipsia** ; leg. & det. GC, herb. GC19062205 ; Denison (1969), Dennis (1970 : 339), Calonge *et al.* (2006), Angelini & Medardi (2012 : 584), Ortega-López *et al.* (2019 : 18) ; anatomiquement, cette récolte présente des apothécies stipitées de *Cookeina* et des spores striées de

Phillipsia ; dans ce dernier genre, certainement le plus affiné, notre récolte microspore peut être comparée à *P. domingensis* Berk., mais possède des spores plus petites encore, symétriques, et des stries trop nombreuses et à *P. costaricensis* Denison, dont les spores sont symétriques, mais plus grandes et les apothécies sessiles. L'analyse phylogénétique positionne bien notre récolte dans les Sarcoscyphaeae sur une branche complètement isolée du genre *Phillipsia*. L'ensemble de ces observations suggèrent une espèce inédite appartenant à un genre lui-même inédit.

II.3 Taxons inédits

Parmi les 40 récoltes non identifiées au rang spécifique, nous en dénombrons au moins 26 correspondants manifestement à autant d'espèces inédites, restant à décrire. La répartition de ces espèces inédites à travers les familles étudiées est inégale. Un cas particulièrement remarquable est leur très forte représentation parmi les lépiotes (familles des Agaricacées). Parmi elles (faisant abstraction de l'*Agaricus* et du *Morganella*), 10 sur 11 nous semblent inédites. Et encore, la onzième identifiée *Cystolepiota seminuda*, correspondant possiblement à un concept néotropical différent du taxon européen tempéré. Parmi les autres familles largement représentées dans nos récoltes, on note 3 espèces présumées inédites pour 10 Entolomatacées (30%), 3 pour 7 Pluteaceae (43 %), au moins 3 pour 22 Marasmiaceae (14 %), 2 pour 12 Omphalotaceae (17 %). Il faut également mentionner les récoltes rattachées à des interprétations néotropicales douteuses, appartenant probablement à des espèces inédites : *Coprinellus disseminatus*, *Cystolepiota seminuda*, *Geastrum javanicum* et *Trichoglossum hirsutum*.

Ces résultats permettent d'évaluer l'ampleur de la tâche restant à faire pour disposer d'une connaissance satisfaisante des champignons supérieurs de la Guyane et plus largement de l'Amazonie. Sur la base de la bonne centaine d'espèces récoltées, on peut estimer l'ordre de grandeur d'un tiers correspondant à des espèces inédites.

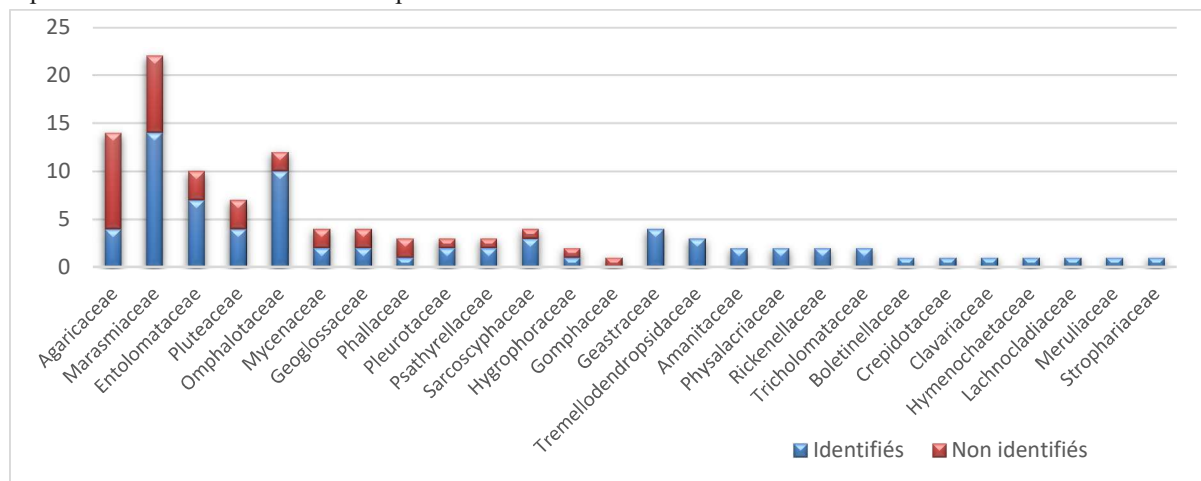


Figure 35 : proportion d'espèces identifiées parmi les récoltes des familles étudiées (abscisse : nombre de récoltes).

Discussion

I Apports et limites de la biologie moléculaire

I.1 Succès du séquençage moléculaire

Malgré des prélèvements effectués dans des conditions idéales : sur le vivant, peu de temps après récolte, conservés dans du CTAB en tube Eppendorf étanche, les résultats de séquençage ont été partiels. Sur les 98 récoltes séquencées, 77 séquences ITS ont été obtenues et 90 séquences 28S, soit respectivement 79 % et 92 % de succès. En outre, la qualité des séquences obtenues est inégale. Ainsi, la longueur des séquences ITS varie de 190 à 810 paires de bases (15 séquences à moins de 500 paires de bases). Un certain nombre de séquences est par ailleurs entaché de bases non interprétées à partir des chromatogrammes.

I.2 Résultats des BLAST à l'aveugle

Un premier résultat a été obtenu « à l'aveugle », c'est-à-dire, par stricte comparaison des séquences brutes obtenues avec celles disponibles dans la base de données de gènes internationale Genbank¹, en retenant celle qui obtient le meilleur pourcentage de paires de bases identiques (BLAST).

Illustration des problèmes rencontrés à partir d'un exemple

La figure 36 montre le résultat obtenu pour une de nos récoltes (GC19062406), dont une séquence ITS longue de 606 paires de bases a été obtenue. Nous avons préalablement identifié cette récolte sur des bases morpho-anatomiques à *Tremellodendropsis flagelliformis*, une espèce de la famille des Tremellodendropsidaceae. Le meilleur « blast » obtenu, c'est-à-dire le meilleur pourcentage de ressemblance avec les séquences ITS disponibles dans Genbank (colonne « Per. Ident. », classée par ordre décroissant) obtient un score de 93,75 % avec celle d'une espèce non identifiée, attribuée à la famille des Atheliaceae.

❗ Your search is limited to records that exclude: uncultured/environmental sample sequences

Job Title: **Tremellodendropsis flagelliformis GC19062406 Saul**

RID: 66RYPBMJ016 Search expires on 04-01 01:28 am Download All

Program: BLASTN Citation

Database: nt See details

Query ID: lcl|Query_52907

Description: None

Molecule type: dna

Query Length: 606

Other reports: Distance tree of results MSA viewer

Filter Results

Organism: only top 20 will appear ☐ exclude

Type common name, binomial, taxid or group name

+ Add organism

Percent Identity: to E value: to Query Coverage: to

Filter Reset

Descriptions Graphic Summary Alignments Taxonomy

Sequences producing significant alignments Download New Select columns Show 50

☒ select all 50 sequences selected

	Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident.	Acc. Len	Accession
☒	Atheliaceae sp. G1049 18S ribosomal RNA gene, partial sequence, internal transcribed spacer 1, 5.8S ribosomal...	Atheliaceae sp. G1049	246	246	26%	1e-60	93.75%	480	KJ786663.1
☒	Tremellodendropsis sp. MEL 2382989 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA gene a...	Tremellodendropsis sp. MEL 2382989	243	243	26%	2e-59	93.67%	1270	KP012844.1
☒	Tremellodendropsis sp. voucher MES-1074 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA g...	Tremellodendropsis sp. voucher MES-1074	250	250	27%	1e-61	93.37%	550	KY462416.1
☒	Tremellodendropsis sp. voucher MES2968 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA g...	Tremellodendropsis sp. voucher MES2968	246	246	27%	1e-60	92.81%	522	MH930395.1
☒	Sidera lowei genomic DNA containing ITS1 (partial), 28S rRNA (partial), specimen voucher H. Leif Ryvarden 38817	Sidera lowei	243	243	27%	2e-59	92.68%	1606	FN907919.1
☒	Sidera srilankensis voucher Dai 19654 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA gene a...	Sidera srilankensis	241	241	26%	6e-59	92.64%	698	MN621344.1
☒	Tremellodendropsis sp. voucher MES-1670 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA g...	Tremellodendropsis sp. voucher MES-1670	263	263	30%	1e-65	91.85%	570	KY462517.1
☒	Naganishia albida isolate 127FEB internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal RNA gene and i...	Naganishia albida	239	239	27%	2e-58	91.67%	600	MW723897.1
☒	Tricholomataceae sp. YM3131 genes for 18S rRNA, ITS1, 5.8S rRNA, ITS2 and 28S rRNA, partial and complete s...	Tricholomataceae sp. YM3131	254	254	29%	8e-63	91.62%	551	AB848696.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 15557 small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence, internal tr...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 15557	239	239	28%	2e-58	91.28%	676	MW742678.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 16526 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 16526	239	239	28%	2e-58	91.28%	669	MW581229.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 16968 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 16968	239	239	28%	2e-58	91.28%	682	MW581228.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17320 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17320	239	239	28%	2e-58	91.28%	674	MW581227.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17309 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17309	239	239	28%	2e-58	91.28%	674	MW581226.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17307 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17307	239	239	28%	2e-58	91.28%	676	MW581225.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17291 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17291	239	239	28%	2e-58	91.28%	672	MW581224.1
☒	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17223 internal transcribed spacer 1, partial sequence, 5.8S ribosomal...	Xylodon heterocystidiatus voucher CLZhao 17223	239	239	28%	2e-58	91.28%	683	MW581223.1

Figure 36 : « blast » dans Genbank de la séquence ITS de l'échantillon GC19062406 identifié préalablement *Tremellodendropsis flagelliformis* (Tremellodendropsidaceae)

¹ www.ncbi.nlm.nih.gov



Ce résultat illustre plusieurs difficultés. Le score obtenu tout d'abord est relativement faible. On estime habituellement pour les Basidiomycètes que des individus appartenant à la même espèce ont des séquences ITS à plus de 97 % identiques. Il est donc probable au regard de ce résultat, qu'il n'existe aucune séquence conspécifique à notre récolte dans la base de données. La deuxième difficulté est illustrée par la séquence qui obtient le meilleur score qui, si elle n'est pas considérée avec le recul du taxinomiste ayant étudié les caractères anatomiques du champignon et ayant une connaissance de la classification des Basidiomycètes, obtient une « meilleure identification automatique » à une espèce appartenant non seulement à une famille différente, mais à un ordre différent de notre récolte et donc tout à fait fantaisiste. Ce résultat peut s'expliquer par une attribution taxinomique erronée par l'auteur ayant enregistré sa séquence de référence dans Genbank. Si l'on regarde les séquences suivantes, avec des scores de % ident. légèrement inférieurs, on constate trois séquences attribuées au genre *Tremellodendropsis*, que l'on peut cette fois corréliser avec notre identification, ceci uniquement si l'on a déjà une idée assez précise du champignon ainsi testé. Une troisième limite est mise en évidence dans la liste des noms attribués aux séquences trouvées par le blast : une bonne partie d'entre elles n'a pas d'attribution spécifique, mais seulement générique, voire familiale. Ainsi, de nombreuses séquences sont postées dans Genbank alors même qu'elles n'ont pas fait l'objet d'une identification précise sur des bases morpho-anatomiques. Et encore, avons-nous exclu d'office dans notre requête toutes les séquences issues d'ADN environnemental.

Dans le cas présent, on voit qu'un blast de séquence ITS dans Genbank non seulement n'apporte rien à

l'identification (si ce n'est conforter l'attribution générique avec le recul du regard du taxinomiste), mais risque de générer une attribution taxinomique erronée, très éloignée de la réalité, sans lecture critique du résultat obtenu.

Analyse des résultats obtenus sur nos récoltes à partir des séquences ITS.

En appliquant cette identification à l'aveugle sur nos échantillons, on obtient les résultats suivants avec les 77 séquences ITS générées. Pour 17 séquences (soit 16 % des échantillons prélevés pour séquençage), le meilleur blast obtenu est parfaitement conforme à l'identification morpho-anatomique au rang spécifique. Les espèces concernées sont les suivantes : *Agaricus rufo-aurantiacus*, *Chaetocalathus lilliputianus*, *Cookeina speciosa* (albinos), *Coprinellus disseminatus*, *Cystolepiota seminuda*, *Dactylosporina steffenii*, *Geastrum echinulatum*, *G. neoamericanum*, *Hygrocybe hypohaemacta*, *Hypholoma subviride*, *Marasmiellus ugandensis*, *Marasmius suthepensis*, *Morganella fuliginea*, *Phlebopus beniensis*, *Tremella fuciformis*, *Tricholomopsis aurea*. Les pourcentages d'identifications donnés par le blast varient de 95,48 % (pour *Agaricus rufo-aurantiacus*) à 100 % (pour *Chaetocalathus lilliputianus*), avec deux exceptions notables qui suggèrent des espèces cryptiques. Il s'agit de *Cystolepiota seminuda*, avec un pourcentage de similitude de seulement 89,31 %, ce qui conforte nos doutes quant à l'interprétation néotropicale de ce taxon d'Europe tempérée. Ainsi que de *Dactylosporina steffenii*, avec un pourcentage de similitude de seulement 91,33 %, ce qui est très faible pour une attribution spécifique et pourrait indiquer que notre récolte appartient en réalité à une espèce cryptique inédite.

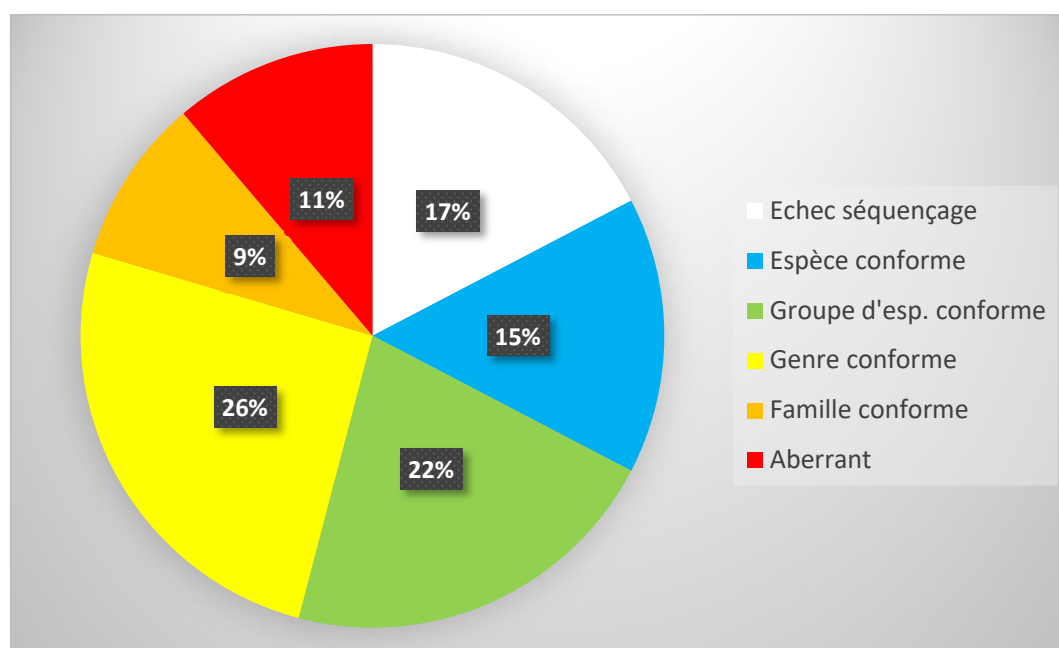


Figure 37 : résultats des meilleurs blasts des séquences ITS à partir des 98 échantillons séquencés.

Pour 15 autres séquences, les résultats orientent vers une espèce différente, mais appartenant au même groupe de taxons au sein d'un même genre (souvent à valeur de section ou sous-section de genre dans la classification traditionnelle). Dans ce cas, les pourcentages de similitude s'échelonnent de 84,23 à 99,84 %. Pour les pourcentages les plus élevés, la question se pose de la confrontation entre notre identification et celle attribuée par les auteurs ayant postés la séquence dans Genbank. Il s'agit notamment des séquences :

- JX424043 (% id. de 99,84 %), attribuée par ses auteurs à *Marasmius spaniophyllus* (Berk.) Sacc., alors que nous identifions notre récolte à *M. neosessilis*. Ces deux espèces conchoïdes de la section *Neosessilis* Singer sont manifestement proches, mais les petites spores de 7,4-9,4 x 3,5-4,5 µm et la dextrinoïdie de l'épicutis de notre récolte, parfaitement conformes avec *M. neosessilis* sont incompatibles avec *M. spaniophyllus* selon Singer (1976) ;
- MF155553 (% id. de 99,84 %), attribuée par ses auteurs à l'espèce paléotropicale *Marasmiellus palmivorus* (Sharples) Desjardin, alors que nous identifions notre récolte à l'espèce néotropicale *M. troyanus* (Murr.) Dennis, ce qui suggère une conspécificité pour une unique espèce pantropicale vivant sur palmiers et cocotiers ;

- GQ919146 (% id. de 99,27 %), attribuée par ses auteurs à *Crinipellis pernicioso* (Stahel) Singer, alors que nous identifions notre récolte à *C. eggersii*. Le blast de la séquence ITS obtenue (682 paires de bases) compare à des dizaines de séquences du champignon parasite du Cacao *C. pernicioso*, avec des % d'identification allant de 89,52 % à 99,27 %. Pourtant, l'attribution de notre récolte à ce taxon pose problème : habitat non conforme, sur branchette morte en forêt et spores nettement plus grandes, alors qu'elle est conforme à *C. eggersii*, dont il n'existe aucune séquence disponible dans Genbank.

Pour 25 autres séquences, les résultats moléculaires sont conformes seulement au rang générique avec notre étude morpho-anatomique. Ici, les pourcentages de similitudes s'échelonnent de 82,01 à 99,67 %. Ils ne dépassent les 98 % que pour deux récoltes (respectivement 99,15 % et 99,67 %) qui ont toutes les chances d'être conspécifique avec les séquences disponibles dans Genbank, correspondant à deux taxons encore inédits.

Pour 9 autres séquences, le meilleur blast n'est conforme qu'au rang de la famille.

Enfin, pour les 11 séquences restantes on obtient des résultats complètement aberrants.

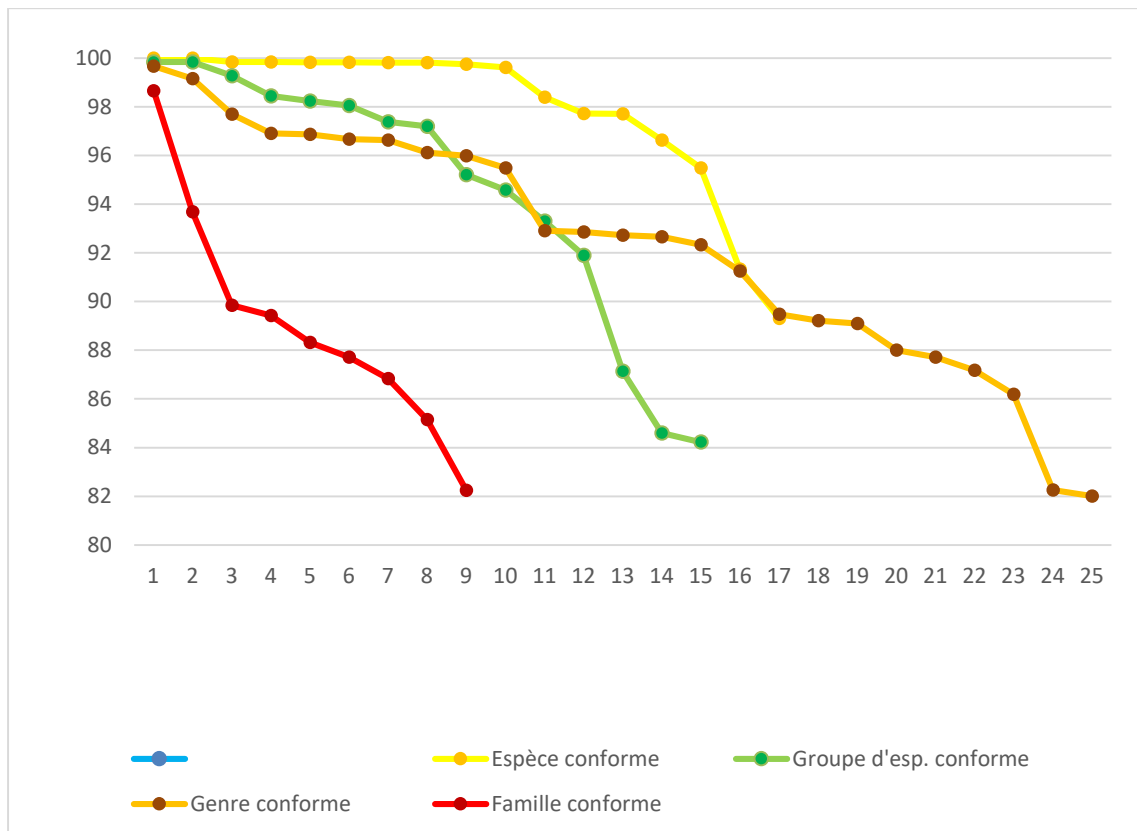


Figure 38 : pourcentage décroissant d'identité génétique des meilleurs blasts obtenus avec les séquences ITS en fonction de la conformité taxinomique de leur nom à nos résultats d'étude.



Analyse des résultats obtenus sur nos récoltes à partir des séquences 28S (=LSU).

Les séquences 28S sont en théorie moins résolutive au rang spécifique, mais peuvent s'avérer pertinentes aux rangs supérieurs de la classification. Nos résultats corroborent légèrement ces considérations si l'on regarde la somme des identifications spécifiques et groupes d'espèces proches (36,7 % avec l'ITS contre 29,6 % avec le 28S), tandis que pour l'identification au rang générique la tendance s'inverse (46,9 % pour l'ITS contre 52,0 % pour le 28S).

Sur les 90 séquences obtenues, 15 (soit à peine plus de 15 % des échantillons prélevés pour séquençage), le meilleur blast obtenu est parfaitement conforme à l'identification morpho-anatomique au rang spécifique ou infraspécifique. Les taxons concernés sont les suivants : *Amanita lanivolva*, *Chaetocalathus lilliputianus*, *Clavulinopsis aurantiocinnabarina*, *Cookeina speciosa*, *Cotylidia aurantiaca*, *Cotylidia aurantiaca* var. *alba*, *Dactylosporina steffenii*, *Entoloma acutopallidum*, *Geastrum neoamericanum*, *G. rusticum*, *Hygrocybe hypohaemacta*, *Lentinula raphanica*, *Lepistella ocula*, *Phlebopus beniensis*. Les pourcentages d'identification donnés par le blast varient de 91,57 % (pour *Clavulinopsis aurantiocinnabarina*) à 99,40 % (pour *Geastrum*

neoamericanum). Le faible pourcentage obtenu pour *Clavulinopsis aurantiocinnabarina* peut poser question. Notons toutefois, qu'on obtient seulement 94,32% d'identité pour un échantillon attribué à une séquence 28S de *Chaetocalathus lilliputianus*, anatomiquement parfaitement conforme et identifiée à 100 % par son ITS.

Pour 15 autres séquences, les résultats orientent vers une espèce différente, mais appartenant au même groupe de taxon au sein d'un même genre (souvent à valeur de section ou sous-section de genre dans la classification traditionnelle). Dans ce cas, les pourcentages de similitude s'échelonnent de 91,46 à 99,21 %.

Pour 36 séquences, la pertinence des résultats s'arrête au genre, malgré des pourcentages d'identification des séquences allant de 91,98 à 99,61 %.

Pour 15 séquences, la pertinence des résultats s'arrête à la famille, avec des pourcentages d'identification des séquences allant de 92,59 à 98,73 % (avec une exception à 82,69 %).

Enfin, pour les 9 séquences restantes, les résultats sont aberrants, avec des pourcentages d'identification des séquences allant de 88,56 à 97,71 %.

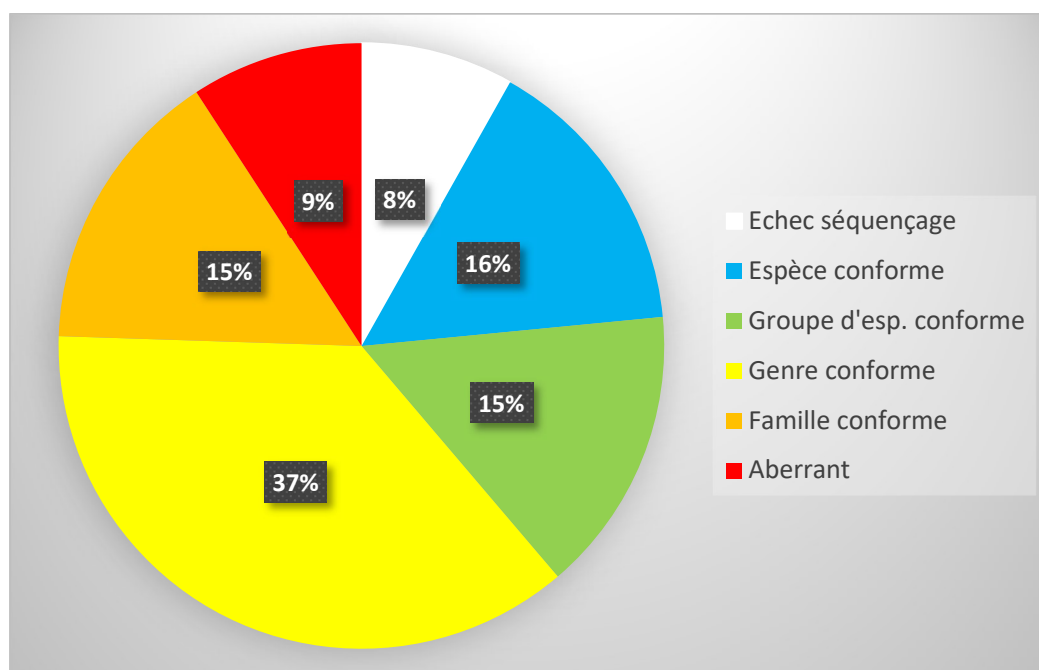


Figure 39 : résultats des meilleurs blasts des séquences 28S à partir des 98 échantillons séquencés.

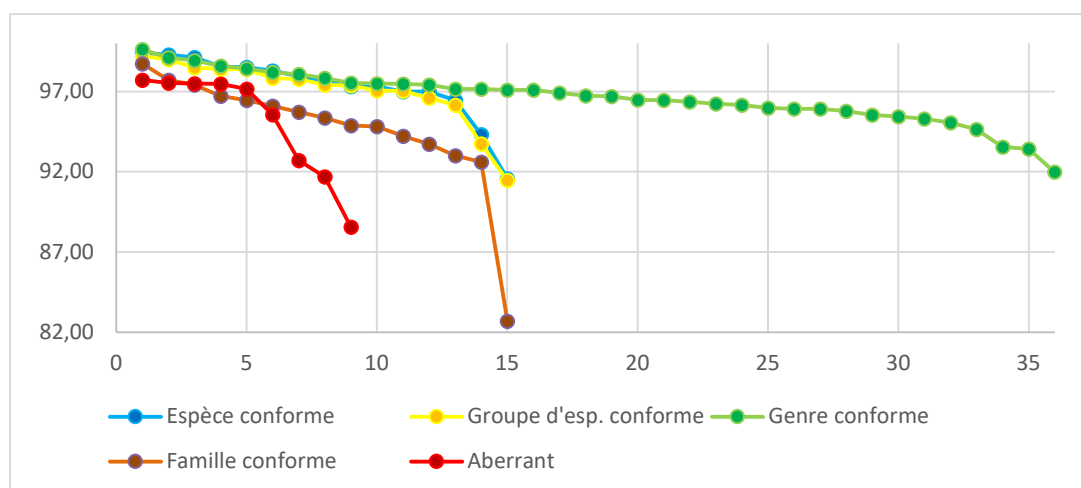


Figure 40 : pourcentage décroissant d'identité génétique des meilleurs blasts obtenus avec les séquences 28S en fonction de la conformité taxinomique de leur nom à nos résultats d'étude.

1.3 Résultats obtenus à partir de phylogénies

Les arbres phylogénétiques issus de classifications ascendantes par calcul de distances (« maximum likelihood ») entre les séquences obtenues pour nos échantillons et celles les plus proches disponibles, après alignement avec le logiciel Bioedit, permettent de situer nos récoltes parmi celles disponibles dans Genbank.

Les phylogénies obtenues permettent de déduire ou de confirmer la position générique et infragénérique de nos récoltes. Elles permettent aussi d'orienter la recherche bibliographique à partir des espèces les plus proches déjà séquencées, orientant ainsi sur des publications récentes (espèces récemment décrites, monographies récentes). Dans le meilleur des cas, elles peuvent identifier notre séquence à celle d'une espèce déjà décrite. Elles permettent sinon d'écarter l'identification à des espèces morphologiquement proches, mais génétiquement incompatibles.

Commentaire détaillé d'un exemple de phylogénie obtenue :

Dans l'exemple illustré ci-après en Figure 42, nous avons construit une classification phylogénétique incluant quatre de nos récoltes appartenant à des groupes phylogénétiquement proches (genre *Tetrapyrgos* et *Marasmiellus* section *Stenophylloides*), préalablement identifiées *Tetrapyrgos* sp. (GC19062204), *Marasmiellus pilosus* (GC19062202) et *Marasmiellus* aff. *pilosus* (GC19061805, GC19061801). En choisissant des séquences de *Marasmiellus tricolor* comme « outgroup », on obtient deux clades principaux bien identifiés correspondant au genre *Tetrapyrgos* (incluant *Campanella*) d'une part (branche du haut), et à la section *Stenophylloides* du genre *Marasmiellus* d'autre part (branche du bas). Nos quatre échantillons se placent sans surprise dans les branches attendues.



Figure 41 : alignement de séquences issues de Genbank avec celle (en tête) de notre récolte de *Lachnocladium schweinfurthianum* (GC19061702), on visualise ici un extrait des 100 premières bases

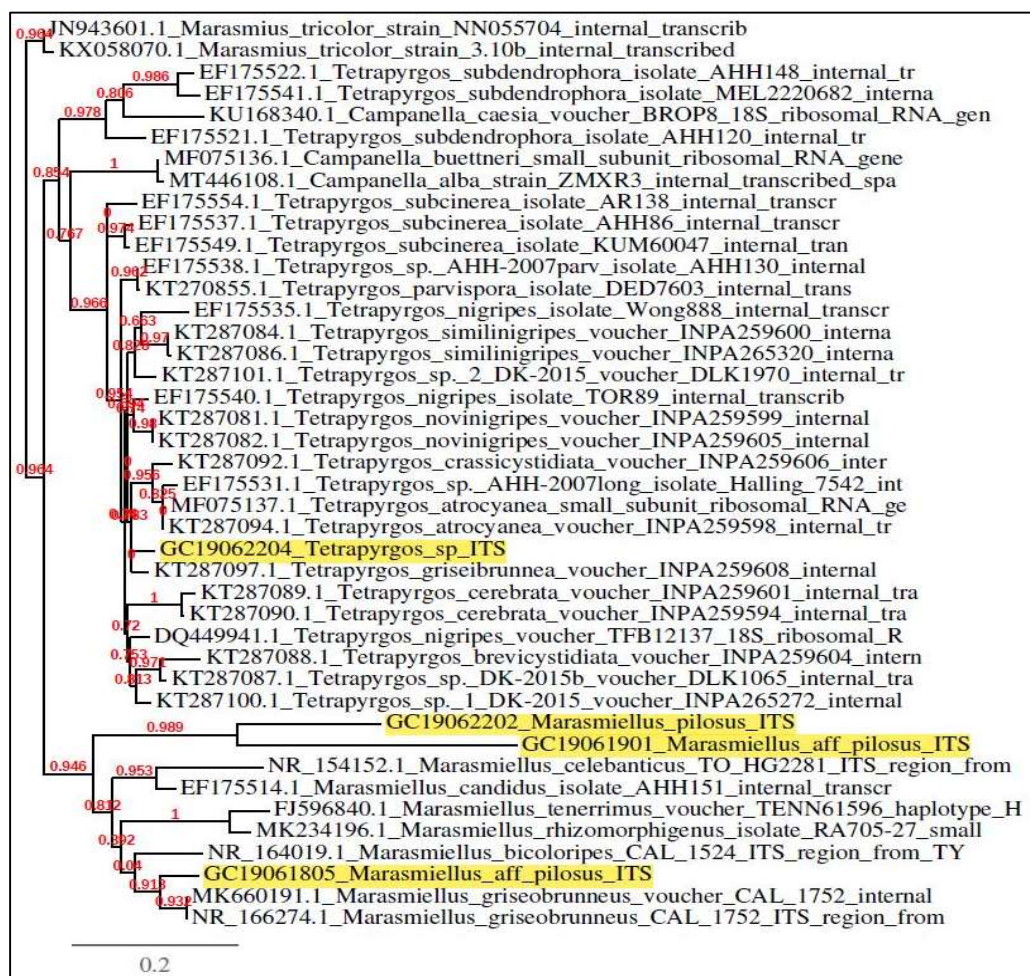


Figure 42 : phylogénie incluant quatre de nos récoltes (séquences ITS surlignées en jaune) du groupe *Tetrapyrgos*/*Campanella*/*Marasmiellus* sect. *Stenophylloides*

La phylogénie obtenue indique que notre récolte du genre *Tetrapyrgos* ne se rattache précisément à aucune séquence actuellement disponible, malgré la description récente de plusieurs espèces amazoniennes dont les séquences sont rassemblées dans notre arbre (Komura *et al.*, 2020).

Pour nos *Marasmiellus* affines à *M. pilosus* (Dennis) Sing., espèces à crins piléiques traditionnellement classées dans la section *Stenophylloides* par Singer (1973a), on constate tout d'abord qu'il n'existe pas dans Genbank de séquence ITS attribuée à l'espèce de Dennis permettant d'y comparer nos échantillons. Un résultat intéressant est que la phylogénie obtenue montre clairement que nos récoltes toutes trois positionnées sur des branches isolées, appartiennent à trois espèces différentes. Si cela nous semblait évident entre GC19062202, conforme à la conception traditionnelle morpho-anatomique de *M. pilosus* et GC19061901, à spores nettement plus petites, cela l'était moins pour la récolte GC19061805 qui s'est révélée immature. Ce résultat suggère que parmi nos trois récoltes, qu'une recherche bibliographique approfondie ne permet le rapprochement qu'avec l'unique taxon du nom de *M. pilosus*, au moins deux d'entre elles correspondent probablement à des espèces inédites.

Synthèse des apports et limites des phylogénies obtenues :

Les phylogénies obtenues n'ont pas permis d'identifier un rapprochement particulier avec des séquences disponibles dans Genbank, se restreignant à confirmer une position isolée au rang spécifique, pour les 27 récoltes suivantes : GC19061801, GC19061805, GC19061807, GC19061810, GC19061811, GC19061812, GC19061901, GC19061906, GC19061913, GC19061914, GC19062002, GC19062013, GC19062101, GC19062104, GC19062106, GC19062110, GC19062112, GC19062114, GC19062202, GC19062203, GC19062207, GC19062210, GC19062212, GC19062214, GC19062302, GC19062309, GC19062401.

Elles ont permis de confirmer nos conclusions établies sur des bases morpho-anatomiques d'une position isolée au rang générique pour deux récoltes : GC19062205 (genre inédit dans les Sarcoscyphaceae) et GC19061806, nous mettant en outre sur la voie d'un genre effectivement nouvellement décrit en 2007, pour accueillir une espèce aux caractères déroutants : *Lepistella ocula*.

Elles ont permis de confirmer le rapprochement (mais non l'identité) avec des taxons déjà décrits pour les six récoltes suivantes : GC19061808 & GC19061902 (avec *Marasmius trichorhizus* et *M. crinis-equi*), GC19062004 (avec *Pluteus longistriatus*), GC19062011 (avec *Coprinellus disseminatus*), GC19062102 (avec *Entoloma* sect. *Violaceozonata*), GC19062108 (avec *Leucoagaricus sabinae*).

Elles ont permis de confirmer la conspécificité ou au contraire l'hétérospécificité de certaines de nos récoltes appartenant à des groupes anatomiquement proches : hétérospécificité de GC19061805, GC19061901 et GC19061805 au sein d'un groupe d'espèces anatomiquement proches regroupées traditionnellement dans la section *Stenophylloides* du genre *Marasmiellus* ; conspécificité de GC19061704 & GC19062014 et hétérospécificité d'avec GC19061801 et d'avec GC19062014, au sein de la section *Sicci* du genre *Marasmius*, pour quatre récoltes partageant des caractères morpho-anatomiques de *M. hypophaeus* ; conspécificité de GC19061812 & GC19062401 et hétérospécificité d'avec GC19061914 au sein des *Entoloma* subgen. *Alboleptonia* ; conspécificité de GC19062110 & GC19062203 (*Hemimycena* supposés) ; conspécificité de GC19062210 & GC19062212, au sein de la section *Hispidoderma* du genre *Pluteus*.

Elles nous ont conduits à adopter l'identification à des espèces connues comme paléotropicales, identification que nous aurions hésité à faire sans support moléculaire, pour GC19061804 (à *Marasmiellus ugandensis*) et GC19062403 (à *Marasmius suthepensis*). Elles nous ont en outre incités à adopter l'identification de GC19061912 à *Entoloma acutopallidum* malgré quelques différences morpho-anatomiques d'avec la description originale. Elles ont aussi permis de confirmer l'attribution de GC19062012 à *Cookeina speciosa*, malgré une forme albinique atypique.

Elles ont attiré notre attention sur des groupes complexes ayant fait l'objet d'études récentes : *Geastrum schweinitzii* agr. (pour GC19062112 ayant ainsi pu être identifiée à l'espèce nouvellement décrite *G. neoamericanum*), genre *Tetrapyrgos* (pour GC19062204, sans pour autant permettre ici l'attribution à l'une des espèces néotropicales nouvellement décrites)

En revanche parmi les résultats que nous aurions attendus, elles ne nous ont pas permis d'attribuer de façon précise un genre parmi les *Mycenaceae* à spores non amyloïdes pour GC19062110 & GC19062203.

On peut mentionner enfin une identification morpho-anatomique plausible (sur photographie) à *Phallus aureolatus*, contredite par la phylogénie suggérant une espèce inédite.

II Bilan et discussion des résultats obtenus

Ce rapport illustre la démarche, les résultats, les découvertes d'une campagne de prospection intensive en forêt tropicale guyanaise, mais aussi les limites inhérentes à une fenêtre d'observation très limitée (une semaine) au regard de la saison d'apparition des carpophores de champignons.

Cet échantillonnage de 115 récoltes a révélé 100 taxons différents, parfois représentés par des spécimens isolés. L'observation très ponctuelle des spécimens a déjà été soulignée en Amazonie, et par exemple à l'échelle du Brésil, les taxons mycorrhiziens ne sont répertoriés dans les herbiers que par 2,55 spécimens en moyenne (Roy *et al.*, 2016). Parmi nos récoltes effectuées au cours d'une même semaine (quasi-exhaustives concernant les Basidiomycètes charnus), nous pouvons noter le fait remarquable que seules 10 espèces (*Chaetocalathus liliputianus*, *Entoloma* subgen. *Alboleptonia*, *Gerronema* sect. *Xanthophylla*, *Hemimycena* sp., *Marasmiellus troyanus*, *Marasmius hypophaeus*, *Marasmius* aff. *trichorhizus*, *Mycena chlorophos*, *Pluteus* sect. *Hispidoderma*, *Tremellodendropsis flagelliformis*), soit 10 % des taxons observés ont fait l'objet de plusieurs récoltes (rarement plus de deux, et encore l'une d'entre-elles, le *Pluteus*, à deux extrémités d'un même tas de bois mort). Pour la famille des *Agaricaceae*, si prolifique en taxons inédits, les récoltes se sont toutes révélées appartenir à des taxons différents.

Des récoltes répétées sur une localité comme Saül pourraient probablement montrer plus de redondance, mais surtout révéler de très nombreuses nouvelles espèces pour la commune. Ainsi les projets de Terry Henkel en forêt du Guyana continuent à inventorier de nouvelles espèces, malgré un suivi annuel de plus de 20 ans (Henkel *et al.*, 2012). Cette apparente rareté peut correspondre à une forte variation locale, spatiale et temporelle, et une dynamique rapide des communautés de champignons. Par ailleurs, cette apparente rareté locale s'oppose à de larges distributions, par exemple pantropicale, de certaines espèces. Sur cet aspect, contrairement au domaine tempéré, il semble que dans le domaine tropical, la distribution des champignons rejoint celle des plantes : localement les communautés sont riches et hétérogènes, mais les espèces peuvent être largement répandues tout en étant localement peu abondantes (Ter Steege *et al.*, 2013). Des parallèles ont déjà été soulignés à partir de la distribution des séquences dans le sol (Peay *et al.*, 2013) comme des carpophores (Vleminckx *et al.*, 2019). Cet inventaire ne cherche pas à explorer ces patrons de distribution, mais apporte des données quantitatives sur l'extrême richesse locale des communautés de champignons observées à partir des carpophores.

Parmi les 115 récoltes décrites, la dominance des taxons saprotrophes et de quelques genres comme les marasmes et les lépiotes rejoint des résultats largement observés en Guyane (Jaouen *et al.*, 2019; Vleminckx *et al.*, 2019) et en Amazonie (Braga-Neto *et al.*, 2008;



Komura *et al.*, 2017), à la fois localement et globalement (Vasco-Palacios & Franco-Molano, 2013; Maia *et al.*, 2015). Ces dernières checklist pour la Colombie et le Brésil soulignent aussi l'extrême diversité du genre *Marasmius*, et du genre *Xylaria* (ascomycètes, ciblés par d'autres experts de l'ABC Saül). Ainsi 177 espèces de *Marasmius* sont mentionnées en Colombie, parmi les 1239 espèces citées, et 256 sont mentionnées au Brésil parmi les 5719 espèces listées ; dans les deux cas ce genre est le plus riche en espèces parmi les genres de champignons. En Guyane, la checklist de 1996 (Courtecuisse *et al.*, 1996) mentionne 24 espèces parmi les 624 répertoriées ; et cet inventaire rajoute 5 espèces non mentionnées auparavant, mais déjà décrites (*Marasmius suthepensis*, *M. hypophaeus*, *M. neosessilis*, *M. ruforotula* et *M. spiculosus*).

Cette hyperdiversité des *Marasmius* questionne, notamment sur leur histoire évolutive en lien avec les diversifications récentes des plantes en Amazonie ; aucune étude ne s'est intéressée à leur diversification, mais les séquences produites pourront être utilisées pour une telle étude à plus long terme.

Les résultats fournis par le séquençage moléculaire ont ici démontré leur limite, au moins pour l'assignation taxonomique des carpophores. La faible représentation des séquences similaires dans les bases de données publiques a été encore récemment soulignée par les inventaires menés, non pas en Amazonie, mais en Patagonie (Truong *et al.*, 2017). Dans des régions où le séquençage est encore récent, et où l'histoire évolutive des champignons se distingue depuis des millions d'années, les pourcentages de similarités sont souvent faibles avec des séquences de région tempérée ou d'autres régions tropicales. Par ailleurs, le séquençage des champignons de Guyane n'a démarré véritablement qu'en 2011, et les bases de données publiques sont encore trop peu identifiées au niveau de l'espèce (Jaouen *et al.*, 2019) pour réellement aider les taxonomistes. Néanmoins le séquençage de matériel dûment étudié et identifié reste essentiel pour continuer à construire les bases de connaissances sur la diversité, mais aussi l'écologie et l'évolution des champignons en Amazonie. Les séquences peuvent en effet permettre de situer les séquences les unes par rapport aux autres, et d'aborder la dynamique de spéciation, par exemple pour analyser la diversification des *Marasmius*. Par ailleurs, les séquences peuvent faciliter la comparaison à d'autres taxons, notamment lorsque plusieurs récoltes sont disponibles, comme réalisé récemment pour les géastres (Accioly *et al.*, 2019). Enfin, les séquences peuvent être utiles pour faire le lien avec l'écologie des champignons, par exemple en permettant leur détection dans de nombreux habitats ou en interaction avec leurs hôtes, et leur distribution aujourd'hui peut-être évaluée à partir du séquençage d'ADN environnemental, dans la limite de la résolution taxonomique des marqueurs utilisés et des artefacts générés par la recombinaison chimique aléatoire des fragments de biomolécules générés par ces techniques. De plus en plus de séquences sont ainsi produites en Amazonie (Tomáš et

al., 2020) et leur analyse dépend largement des bases de connaissances, et donc des carpophores décrits et séquencés.

Cet inventaire ponctuel représente un échantillon très partiel, mais permet de souligner des tendances déjà esquissées de la fonge des forêts de Saül et plus généralement des forêts d'Amazonie, dominées par les champignons saprotrophes, riche d'espèces localement rares mais largement distribuées, et sources de nouvelles découvertes, même sur des sentiers maintes fois parcourus. Parmi les 100 espèces identifiées, 34 seraient nouvelles pour la science, et restent à décrire. Cette partie essentielle du travail d'inventaire, qui représente encore aujourd'hui une tâche immense, est limitée par le manque de mycologues, qui s'accroît suite au quasi abandon de la transmission de cette discipline dans les cursus universitaires. La mise en évidence de taxons nouveaux pour la science est commune en mycologie, notamment en zone tropicale, fait marquant par rapport à d'autres disciplines. Par exemple, la description d'un nouveau mammifère fera la une des grands journaux, tandis que les éditeurs rassemblent à la volée les descriptions de champignons (par exemple Crous *et al.*, 2017). Il est cependant essentiel de rappeler l'importance de ces descriptions qui constituent la base des connaissances concrètes sur les espèces, qui peuvent être transmises aux générations futures. On imagine mal en effet réduire la connaissance d'une espèce à une suite statistique de nucléotides alignés dans une base de données numériques. Pour tous les organismes vivants, la description de leurs caractéristiques anatomiques constitue la base de leur connaissance intelligible et transmissible. Les noms (latins) attribués aux entités taxinomiques identifiées et utilisés pour leur classification, permettent aussi cette transmission des connaissances. C'est aussi sur ces bases que sont évaluées les espèces dans les politiques de conservation. Ainsi la considération – même minime – des champignons parmi les espèces en danger (dans les listes rouges), reste une avancée légale, et reconnue pour leur protection. Actuellement, et par défaut de connaissance, aucune espèce fongique listée de ce rapport ou de Guyane n'a obtenu un statut de protection, mais les résultats produits par l'ABC Saül, et notamment l'abondance des espèces nouvelles et la faible redondance des observations devraient alerter les écologues et gestionnaires, sur la potentielle richesse biologique que représente ce groupe taxonomique.

Conclusions

Nous voudrions décliner nos conclusions sous trois angles.

Le premier concerne l'investissement technique, bibliographique et personnel considérable à mettre en œuvre pour la réalisation d'un travail d'inventaire des champignons supérieurs en contexte de forêt amazonienne. Ces exigences, inhérentes à la complexité de l'étude des organismes fongiques, sont encore accentuées par les difficultés logistiques et la biodiversité considérable et encore largement méconnues des champignons en forêt équatoriale. L'effectif d'un tiers de nos récoltes considérées appartenir à des espèces encore inédites est significatif à ce point de vue. Le temps effectivement passé pour l'étude morpho-anatomique et l'identification d'une semaine de récoltes atteignant 200 heures, sans compter le temps dédié aux analyses phylogénétiques et de rédaction et restitution, dépasse de loin les 86 heures financées pour la totalité de la restitution de la présente étude. Ce résultat peut apporter un éclairage aux personnes chargées de monter et de suivre les programmes d'études de la biodiversité fongique dans de tels contextes.

En second lieu, nous avons voulu illustrer l'apport des méthodes d'investigations moléculaires en complément et en support de l'étude anatomique traditionnelle des sporophores, pour l'identification et la classification des espèces récoltées, tout en attirant l'attention sur les limites de ces méthodes, particulièrement si elles ne sont pas utilisées par un taxinomiste expérimenté, capable d'en faire une interprétation critique, avec le risque de tirer des conclusions erronées.

Finalement, il nous faut humblement reconnaître que l'effort ici réalisé, n'est pour l'inventaire et la connaissance des champignons de l'Amazonie, qu'une goutte d'eau dans un océan d'ignorance restant à combler : des milliers d'espèces y restant à découvrir, à circonscrire et à décrire, et leur écologie et répartition à préciser.

Contributeurs

Prospections, récoltes, photographies, conditionnement, descriptions macro- et micro-anatomiques, identifications taxinomiques, interprétations moléculaires, bibliographie taxinomique, discussion : Gilles Corriol (Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées. Vallon de Salut. BP 315. 65203 Bagnères-de-Bigorre Cedex. gilles.corriol@cbnmp.fr).

Séquençage moléculaire, bibliographie moléculaire, discussion : Mélanie Roy (Laboratoire Évolution et Diversité biologique, université Paul Sabatier. CNRS. 118, route de Narbonne, F-31062 Toulouse. melanie.roy@univ-tlse3.fr).

Remerciements

G.C. : à mes compagnons d'expédition Christian Lechat et Jacques Fournier pour les récoltes qu'ils m'ont fournies et diverses aides logistiques. À Audrey Thonnell et Laurent Godé pour l'organisation de notre voyage. À Antonio Lopez pour son accueil bienveillant dans les locaux du Parc amazonien à Saül et pour son assistance serviable. À Sébastien Sant également pour son accueil à Saül. À Jean-Paul Chaumeton, Pierre-Arthur Moreau, Jean-Jacques Wuilbault et Guillaume Eyssartier et Anne Gaultier (CBNPMP), pour la fourniture de bibliographie et à Pierre-Arthur Moreau pour son initiation aux techniques moléculaires. M.R. remercie Arthur Brisse et Sophie Manzi pour leur appui à la plateforme de biologie moléculaire du laboratoire Evolution et Diversité Biologique. Le financement des séquences a été soutenu par l'ABC et le Parc amazonien de Guyane, ainsi que par le LabEx CEBA (Centre d'Etude de la Biodiversité en Amazonie).



Bibliographie

- ACCIOLY T., SOUSA J.O., MOREAU P.-A., LECURU C., SILVA B.D.B., ROY M., GARDES M., BASEIA I.G. & MARTIN M.P. 2019 – Hidden fungal diversity from the Neotropics : *Geastrum hirsutum*, *G. schweinitzii* (Basidiomycota, Geastrales) and their allies. *Plos One* 14(2) : 1-25.
- AIME M.C. & PHILLIPS-MORA W. 2005 – The causal agents of witches' broom and frosty pod rot cacao (chocolate, *Theobroma cacao*) from a new lineage of Marasmiaceae. *Mycologia* 97(5) : 1012-1022.
- ALBUQUERQUE M.P. (de), CAEVALHO VICTORIA F. (de), COUTINHO EGRES C., PUTZKE J. & PEREIRA A.B. 2017 – *Cystolepiota* Singer (Agaricales) na Amazônia, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul (Brasil) e Tucumã (Argentina). *Neotrop. Biol. Conservation* 12(1) : 48-58.
- Albuquerque M.P. (de), Pereira A.B., Carvalho Júnior A.A. (de) 2010 – A família Agaricaceae Chevall. em trechos de Mata Atlântica da Reserva Biológica do Tinguá, Nova Iguaçu, Rio de Janeiro, Brasil: Gêneros *Agaricus*, *Cystolepiota* e *Lepiota*. *Acta bot. Bras.* 24(2) : 497-509.
- Alfredo D.S., Sousa J.O., Souza E.J., Conrado L.M.N. & Baseia I.G. 2016 – Novelty of gasteroid fungi, earthstars and puffballs, from the Brazilian Atlantic rainforest. *Anales Jard. Bot. Madrid* 73(2) : e045.
- Altschul S.F., Gish W., Miller W., Myers E.W., Lipman D.J. 1990 – Basic local alignment search tool. *Journal of molecular biology* 215: 403-410.
- Alves C.R. & Cortez V.G. 2014 – Gasteroid Agaricomycetidae (Basidiomycota) from Parque Estadual São Camilo, Paraná, Brazil. *Rev. Brasil. Biociências* 12(1) : 27-41.
- Angelini C. & Medardi G. 2012 – Tropical fungi : twelve species of lignicolous Ascomycota from the Dominican Republic. *Mycosphere* 3(5) : 567-601.
- Antonín V. & Buyck B. 2006 – *Marasmius* (Basidiomycota, Marasmiaceae) in Madagascar and the Mascarenes. *Fungal Div.* 23 : 17-50.
- Antonín V. & Buyck B. 2007 – The genus *Setulipes* (Marasmiaceae) in Madagascar and the Mascarenes, including a key to other African taxa. *Mycol. Research* 111(8) : 919-925.
- Arauzo S. & Iglesias P. 2014 — La familia *Geoglossaceae* ss. str. en la península ibérica y la Macaronesia. *Errotari* 11 : 166-259.
- Aravindaksha D.M., Kumar T.K.A. & Manimohan P. 2012 — A new bioluminescent species of *Mycena* sect. *Exornatae* from Kerala State, India. *Mycosphere* 3(5) : 556-561.
- Baroni T.J. & Halling R. E. 1992. – New species of *Rhodocybe* from South America with a key to species. *Mycologia*, 84(3) : 411-421.
- Baroni T.J. & Halling R.E. 2000 – Some Entolomataceae (Agaricales) from Costa Rica. *Brittonia* 52(2) : 121-135.
- Baroni T.J. 1981 – A revision of the genus *Rhodocybe* Maire (Agaricales). *Beih. Nova Hedwigia* 67: 1-194.
- Baroni T.J. & Lodge D.J. 1998 – *Alboleptonia* from the Greater Antilles. *Mycologia* 90(4) : 680-696.
- Baroni T.J. 2008 – New species of *Pouzarella* (Entolomataceae, Agaricales) from the Dominican Republic and Jamaica. *North Amer. Fungi* 3(7) : 241-260.
- Baroni T.J., Cifuentes J., Santana B.O. & Cappello S. 2015 – A new species of *Phlebopus* (Boletales, Basidiomycota) from Mexico. *North Amer. Fungi* 10(7) : 1-13.
- Bas C. 1969 – Studies in *Amanita* – 1. Some species from Amazonia. *Persoonia* 10 : 1-22.
- Braga-Neto R., Luizão R.C.C., Magnusson W.E., Zuquim G., de Castilho C.V. 2008 – Leaf litter fungi in a Central Amazonian Forest: the influence of rainfall, soil and topography on the distribution of fruiting bodies. *Biodiversity and Conservation* 17: 2701-2712.
- Cabral T.S., Silva (da) B.D.B., Marinho P. & Baseia I.G. 2014 – *Geastrum rusticum* (Geastraceae, Basidiomycota) a new earthstar fungus in the Brazilian Atlantic rainforest – a molecular analysis. *Nova Hedwigia* 98(1-2) : 265-272.
- Cabral T.S., Silva B.D.B., Martín M.P., Clement C.R., Hosaka K. & Baseia I.G. 2019 – Behind the veil – exploring the diversity in *Phallus indusiatus* s.l. (Phallomycetidae, Basidiomycota). *MycoKeys* 58 : 103-127.
- Calaça F.J.S., Magnago A.C., Alvarenga R.L.M., Xavier-Santos S. 2018 – *Phlebopus beniensis* (Boletellaceae, Boletales) in the Brazilian Cerrado biome. *Rodriguésia* 69(2) : 939-944.
- Calonge F.D., Mata M. & Umaña L. 2006 – El género *Phillipsia* (Ascomycota) en Costa Rica, con una clave para identificar las especies. *Bol. Soc. Micol. Madrid* 30 : 35-42.
- Campi M.G., Maubet Y., Cristaldo E., Grassi E. & Menolli N. Jr. 2019 – *Pluteus* Fr. (Pluteaceae, Agaricales) in Paraguay: morphological studies and new records. *Check List* 15(2) : 313-322.
- Campo-Santana M. & Loguerito-Leite C. 2013 – Species of *Amauroderma* (Ganodermataceae) in Santa Catarina State, Southern Brazil. *Biotemas* 26(1) : 2175-7925.
- Cantrell S.A. & Lodge D.J. 2000 – Hygrophoraceae of the Greater Antilles : *Hygrocybe* subgenus *Hygrocybe*. *Mycol. Res.* 104(7) : 873-878.
- Cantrell S.A. & Lodge D.J. 2001 – Hygrophoraceae (Agaricales) of the Greater Antilles : *Hygrocybe* subgenus *Pseudohygrocybe* section *Firmae*. *Mycol. Res.* 105(2) : 215-224.
- Cantrell S.A. & Lodge D.J. 2004 – Hygrophoraceae (Agaricales) of the Greater Antilles : *Hygrocybe*

- subgenus *Pseudohygrocybe* sections *Coccineae* and *Neohygrocybe*. *Mycol. Res.* 108(11) : 1301-1314.
- Capelari M. 2005 – *Dactylosporina* e *Oudemansiella* (Tricholomataceae, Oudemansiellinae) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI), São Paulo, SP. *Hoehnea* 32(3) : 381-387.
- Capelari M. 2011 – New species and new record of *Crepidotus* from the northwest region of São Paulo State, Brazil. *Mycotaxon* 115 : 145-153.
- Cheype J.-L. & Campo E. 2012 – *Russula rubropunctatissima* Cheype & Campo une nouvelle russule découverte en Guyane française. *Bull. Soc. Mycol. France* 128(1-2) : 127-135.
- Cheype J.-L. 2004 – Le monde insolite des champignons, Guyane. Disponible à jlcheype.free.fr/classification/Guyane/Guyane.htm. [Consulté en mars 2019].
- Cheype J.-L. 2010 – Phallaceae et *Clathrus* récoltés en Guyane française. *Bull. Fed. mycol. bot. Dauphiné-Savoie* 197 : 51-66.
- Cheype J.-L. 2015 – Quelques champignons étonnants de la Guyane française. *Bull. Fed. mycol. bot. Dauphiné-Savoie* 218 : 53-63.
- Coimbra V.R.M. 2017 – *Riqueza e aspectos moleculares de Gymnopus (Omphalotaceae, Agaricales) no norte e nordeste brasileiro*. Tese Universidade Federal de Pernambuco, 103 p.
- Coimbra V.R.M., Pinheiro F.G.B., Wartchow F. & Gibertoni T.B. 2015 – Studies on *Gymnopus* sect. *Impudicae* (Omphalotaceae, Agaricales) from Northern Brazil: two new species and notes on *G. montagnei*. *Mycol Prog.* 14(11/110) : 1-9.
- Coimbra V.R.M., Wartchow F. & Gibertoni T.B. 2013 – Studies on *Entoloma* (Agaricales, Basidiomycota) in the Atlantic Forest, Northeast Brazil. *Nova Hedwigia* 97(1-2) : 139-157.
- Corner E.J.H. 1950 – A monograph of of *Clavaria* and allied genera. Oxford University Press, Oxford. 740 p., 16 pl.
- Corner E.J.H. 1965 – A monograph of cantharelloid fungi. Oxford University Press, Oxford. 255 p., 5 pl.
- Corner E.J.H. 1970 – Supplement to “A monograph of *Clavaria* and allied genera”. *Beihefte zur Nova Hedwigia* 33 : 1-299 + 4 pl.
- Cortez V.G. & Borges da Silveira R.M. 2007 – Species of *Hypholoma* (Fr.) P. Kumm. (Strophariaceae, Agaricales) in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Acta bot. bras.* 21(3) : 609-621.
- Courtecuisse R. 1991 – Eléments pour un inventaire mycologique des environs de saut Pararé (Arataye) et de l'inselberg des Nouragues (Guyane française). V. Pluteaceae. (Pluteales, Basidiomycota). *Crypt. Bot.* 2-3 : 136-152.
- Courtecuisse R., Samuels G.J., Hoff M., Rossman A.Y., Cremers G., Huhndorf S.M. & Stephenson S.L. 1996 – Check-list of fungi from French Guiana. *Mycotaxon* 57 : 1-85.
- Crawford D.A. 1954 – Studies on New Zealand Clavariaceae. I. *Trans. Roy. Soc. New Zealand* 82(3) : 617-631.
- Crous P.W., Wingfield M.J., Burgess T.I., Carnegie A.J., Hardy G.S.J., Smith D., Summerell B.A., Cano-Lira J.F., Guarro J., Houbraken J. 2017 – Fungal Planet description sheets : 625–715. *Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 39: 270.
- Denison W.C. 1969 – Central American Pezizales. III. The Genus *Phillipsia*. *Mycologia* 61 : 289-304.
- Dennis R.W.G. 1951 – Some Agaricaceae of Trinidad and Venezuela. *Leucosporae* : Part. 1. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 34 : 411-480, pl. 19-23, figs. 1-16.
- Dennis R.W.G. 1952a – Some tropical american Agaricaceae referred by Berkeley and Montagne to *Marasmius*, *Collybia* or *Heliomyces*. *Kew Bulletin* 6(3) : 387-410, figs. 1-40.
- Dennis R.W.G. 1952b – *Lepiota* and allied genera in Trinidad, British West Indies. *Kew Bulletin* 7(4) : 459-499.
- Dennis R.W.G. 1953a – Some pleurotoid fungi from the West Indies. *Kew Bulletin* 8(1) : 31–45.
- Dennis R.W.G. 1953b – Some West Indian collections referred to *Hygrophorus* Fr. *Kew Bulletin* 8(2) : 253–268.
- Dennis R.W.G. 1953c – Some West Indian Gasteromycetes. *Kew Bulletin* 8(3) : 307–328.
- Dennis R.W.G. 1961 – Fungi venezuelani. IV. Agaricales. *Kew Bulletin* 15: 67-156.
- Dennis R.W.G. 1970 – *Fungus flora of Venezuela and adjacent countries*. *Kew Bulletin Additional Series* III, 531 p. + pl.
- Dennis R.W.G. 1994 – Plumiers's « Discomycetes ». *Mycotaxon* 51 : 237-239.
- Desjardin D.E. & Perry B.A. 2017 – The gymnopoid fungi (Basidiomycota, Agaricales) from the Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. *Mycosphere* 8(9) : 1317-1391.
- Desjardin D.E., Capelari M. & Stevani C. 2007 – Bioluminescent *Mycena* species from São Paulo, Brazil. *Mycologia* 99(2) : 317-331.
- Desjardin D.E., Gordon S.A. & Petersen R.H. 1993 – Observations on two rhizomorph-forming species of *Marasmiellus*. *Mycol. Res.* 97(1) : 111-122.
- Desjardin D.E., Perry B.A., Lodge D.J., Stevani C.V. & Nagasawa E. 2010 – Luminescent *Mycena*: new and noteworthy species. *Mycologia* 102(2) : 459-477.
- Desjardin D.E., Retnowati A. & Horak E. 2000 – Agaricales of Indonesia. 2. A preliminary monograph of *Marasmius* from Java and Bali. *Sydowia* 52(2) : 92-193.
- Desjardin D.E., Wong G.J. & Hemmes D.E. 1992 – Agaricales of the Hawaiian Islands. I. Marasmioid



- fungi: new species, new records, and poorly known taxa. *Can. J. Bot.* 70 : 530-542.
- Fournier J. & Lechat C. 2015a – New, rarely recorded and unsettled species of *Hypoxylon* (Xylariaceae) from French Guiana. *Ascomycetes.org* 7(2) : 63-96.
- Fournier J. & Lechat C. 2015b – *Phylacia korffii* sp. nov., a new species of Phylacia (Xylariaceae) from French Guiana, with notes on three other *Phylacia* spp. *Ascomycetes.org* 7(6) : 315-319.
- Fournier J. & Lechat C. 2016 — Some *Annulohypoxylon* spp. (Xylariaceae) from French Guiana, including three new species. *Ascomycete.org* 8(1) : 33-53.
- Freitas-Neto J.F., Sousa J.O., Ovrebo C.L. & Baseia I.G. 2019 — *Gastrum echinulatum* and *G. rusticum* (Gastraceae, Basidiomycota) – two new records for Central America. *Studies in Fungi* 4(1) : 7-13.
- Furtado A.N.M., Daniëls P.P. & Neves M.A. 2016 — New species and new records of Clavariaceae (Agaricales) from Brazil. *Phytotaxa* 253(1) : 1-26.
- Gándara E. & Ramírez Cruz V. 2005 – El género *Hohenbuehelia* (Basidiomycotina, Agaricales, Tricholomataceae) en Veracruz, México. *Revista mexicana de micología* 21 : 29-37.
- Garbelotto M.M., Lee H.K., Slaughter G., Popenuck T., Cobb F.W., Bruns T.D. 1997 – Heterokaryosis is not required for virulence of *Heterobasidion annosum*. *Mycologia* 89 : 92–102.
- Gardes M., Bruns T.D. 1993 – ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes-application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular ecology* 2 : 113–118.
- Gibertoni T.B., Drechsler-Santos E.R., Baltazar J.M., Gomes-Silva A.C., Nohueira-Melo G., Ryvariden L. & Cavalcanti M.A.Q. 2011 – The genus *Trichaptum* (Agaricomycetes, Basidiomycota) in Brazil. *Nova Hedwigia* 93(1-2) : 85-96.
- Gibertoni T.B., Ryvariden L. & Cavalcanti M.A.Q. 2004 – New records of Aphyllorales (Basidiomycota) in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. *Acta bot. bras.* 18(4) : 975-979.
- Ginns J. 2011 – *Caripia montagnei* (Basidiomycota : Tricholomataceae s.l.) in southeastern United States. *North Amer. Fungi* 6(5) : 1-5.
- Gomes-Silva A., Baltazar J.M. & Gibertoni T.B. 2012 – *Coltricia* and *Hymenochaete* (Hymenochaetaceae) from the Amazonia and the Atlantic Forest, Brazil: One new combination and new records. *J. Torrey Bot. Soc.* 139(4) : 428-436.
- Gomes-Silva A., Lima-Júnior N.C., Malosso E., Ryvariden L. & Gibertoni T.B. 2014 – Delimitation of taxa in *Amauroderma* (Ganodermataceae, Polyporales) based in morphology and molecular phylogeny of Brazilian specimens. *Phytotaxa* 227 : 201-228.
- González-Ávila P., Villegas-Ríos M., & Estrada-Torres A. 2013 – Especies del género *Phaeoclavulina* en México. *Rev. Mex. Biodiv.* 84 : S91-S110.
- Grace C.L., Desjardin D.E., Perry B.A. & Shay J.E. 2019 – The genus *Marasmius* (Basidiomycota, Agaricales, Marasmiaceae) from Republic of São Tomé an Príncipe, West Africa. *Phytotaxa* 414(2) : 55-104.
- Grhun G. & Ferry L. 2020(2017) — *Hydnocristella delavaliae*, une nouvelle espèce de corticié (basidiomycota, gomphales) récoltée aux Nouragues (Guyane). *Bull. Soc. Mycol. France* 133(1-2) : 49-60.
- Grhun G. & Rödel T. 2020(2017) — *Basidiendron gelatinosum*, une nouvelle espèce néotropicale hétérobasiée. *Bull. Soc. Mycol. France* 133(3-4) : 235-247.
- Gruhn G., Dumez S., Moreau P.-A., Roy M., Morreale O., Schimann H. & Courtecuisse R. 2017a – The genus *Resinicium* in French Guiana and the West Indies: a morphological and molecular survey, revealing *Resinicium grandisporum* sp. nov. *Cryptogamie, Mycologie* 38(4) : 469-483.
- Gruhn G., Hallenberg N. & Courtecuisse R. 2018(2015) – *Repetobasidium duhemii*, une nouvelle espèce néotropicale de corticié. *Bull. Soc. mycol. France* 131(3-4) : 255-264.
- Gruhn G., Schimann H. & Roy M. 2017b(2014) – Description et phylogénie de *Hypochnicium microsporum*, une nouvelle espèce corticioïde néotropicale. *Bull. Soc. mycol. France* 130(4) : 301-314.
- Guzmán G., Castillo-Ayoui F., Gándara E. & Vivero T. 2007 – First record of the genus *Phlebopus* (Basidiomycotina, Boletales) in Ecuador. *Mycotaxon* 99 : 217-221.
- Hall T.A. 1999 – BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. In: Nucleic acids symposium series. [London]: Information Retrieval Ltd., c1979-c2000., 95–98.
- Halling R.E. 1997 – Notes on *Collybia* V. *Gymnopus* section *Levipedes* in tropical South America, with comments on *Collybia*. *Brittonia* 48(4) : 487-494.
- Heinemann P. & Rammeloo J. 1982 – Observations sur le genre *Phlebopus* (Boletineae). *Mycotaxon* 15 : 384-404.
- Henkel T.W., Aime M.C., Chin M.M., Miller S.L., Vilgalys R., Smith M.E. 2012 – Ectomycorrhizal fungal sporocarp diversity and discovery of new taxa in *Dicymbe* monodominant forests of the Guiana Shield. *Biodiversity and Conservation* 21 : 2195–2220.
- Honan A.H., Desjardin D.e., Perry B.A., Horak A. & Baroni T.J. 2015 – Towards a better understanding of *Tetrapyrgos* (Basidiomycota, Agaricales): new species, type studies, and phylogenetic inferences. *Phytotaxa* 231(2) : 101-132.
- Horak E. & Cheype J.-L. 2009(2007) – *Entoloma dradonosporum* (Singer) E. Horak et *E. luteosplendidum* sp. nov. Deux espèces remarquables

- de la Guyane française. *Bull. Soc. mycol. France* 123(3-4) : 251-262.
- Horak E. & Cheype J.-L. 2010(2008) – *Entoloma acutopallidum* et *Entoloma pileofibrosum*, deux espèces nouvelles de la Guyane française. *Bull. Soc. mycol. France* 124(3-4) : 287-298.
- Horak E. 1964 – Fungi austroamericani II. *Pluteus* Fr. *Nova Hedwigia* 8 : 163-199.
- Horak E. 1976 – On cuboid-spored species of *Entoloma*. *Sydowia* 28 : 171-236.
- Horak E. 1977 – Addition to « On cuboid-spored species of *Entoloma* ». *Sydowia* 29 : 289-299.
- Horak E. 1978 – *Entoloma* in South America 1. *Sydowia* 30 : 40-111, fig. 1-27.
- Horak E. 1982 – *Entoloma* in South America 2. *Sydowia* 35 : 75-99.
- Horak E. 1987 – *Tetrapyrgos* Horak (*nom. et gen. nov.*) replacing *Pterospora* Métrod (1949 ; *nom. preocc.*). *Sydowia* 39 : 101-103.
- Hussain S., Usman M., Afshan N., Ahmad H., Khan J. & Khalid A.N. 2018 – The genus *Coprinellus* (Basidiomycota ; Agaricales) in Pakistan with the description of four new species. *Myckeys* 39 : 41-61.
- Iturriga T. & Pfister D.H. 2006 – A monograph of the genus *Cookeina* (Ascomycota, Pezizales, Sarcoscyphaceae). *Mycotaxon* 95 : 137-180.
- Jaouen G., Sagne A., Buyck B., Decock C., Louisanna E., Manzi S., Baraloto C., Roy M., Schimann H. 2019. Fungi of French Guiana gathered in a taxonomic, environmental and molecular dataset. *Scientific data* 6: 1–6.
- Jaouen G., Sagne A., Buyck B., Decock C., Louisanna E., Mauzi S., Baraloto C., Roy M. & Schimann H. 2019 – Fungi of French Guiana gathered in a taxonomic, environmental and molecular dataset. *Scientific Data*, Nature Publishing Group 2019, 6 (1), ff10.1038/s41597-019-0218-zff. fhal-02346160f
- Justo A., Angelini C., Bizzi A. & Vizzini A. 2015 – *Leucoagaricus sabinae* (Agaricaceae) a new species from the Dominican Republic. *North American Fungi* 10(5) : 1-15.
- Justo A., Angelini C., Bizzi A., Tatti A. & Vizzini A. 2020 – Three new cryptic Caribbean species in the *Leucocoprinus* complex (Agaricaceae, Agaricales). *Mycol. Progress* 19 : 1445-1457.
- Karstedt F. & Capelari M. 2013 – *Inocephalus* (Entolomataceae, Agaricales) from São Paulo State, Brazil. *Nova Hedwigia* 96(3-4) : 297-308.
- Katoh K., Standley D.M. 2013 – MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. *Molecular biology and evolution* 30 : 772–780.
- Kearse M., Moir R., Wilson A., Stones-Havas S., Cheung M., Sturrock S., Buxton S., Cooper A., Markowitz S., Duran C. 2012 – Geneious Basic: an integrated and extendable desktop software platform for the organization and analysis of sequence data. *Bioinformatics* 28 : 1647–1649.
- Keirle M.R., Hemmes D.E. & Desjardin D.E. 2004 – Agaricales of the Hawaiian Islands. 8. Agaricaceae: *Coprinus* and *Podaxis*; Psathyrellaceae: *Coprinopsis*, *Coprinellus* and *Parasola*. *Fungal Div.* 15 : 33-124.
- Kerekes J.F. & Desjardin D.E. 2009 – A monograph of the genera *Crinipellis* and *Moliniophthora* from Southeast Asia including a molecular phylogeny of the nrITS region. *Fungal Div.* 37 : 101-152.
- Komura D., Oliveira (de) J.J.S., Moncalvo J.-M., Margaritescu S. & Zartman C.E. 2020 – Six new species of *Tetrapyrgos* (Basidiomycota, Agaricales, Marasmiaceae) from the Brazilian Amazon. *Phytotaxa* 440(3) : 193-214.
- Komura D.L., Moncalvo J.-M., Dambros C.S., Bento L.S., Neves M.A., Zartman C.E. 2017 – How do seasonality, substrate, and management history influence macrofungal fruiting assemblages in a central Amazonian Forest ? *Biotropica* 49 : 643–652.
- Kumar T.K.A. & Manimohan P. 2009a – The genus *Lepiota* (Agaricales, Basidiomycota) in Kerala State, India. *Mycotaxon* 107 : 105-138.
- Kumar T.K.A. & Manimohan P. 2009b – The genus *Cystolepiota* (Agaricales, Basidiomycota) in Kerala State, India. *Mycotaxon* 107 : 277-284.
- Kumar T.K.A. & Manimohan P. 2009c – The genera *Leucoagaricus* and *Leucocoprinus* (Agaricales, Basidiomycota) in Kerala State, India. *Mycotaxon* 109 : 385-428.
- Largent D.L., Aime M.C., Henkel T.W. & Baroni T.J. 2008 – The Entolomataceae of the Pakaraima Mountains of Guyana 2: *Inocephalus dragonosporus* comb. nov. *Mycotaxon* 105 : 185-190.
- Lechat C. & Fournier J. 2017 — Four new species of *Ljuhya* (Bionectriaceae) from Belgium, metropolitan France and French Guiana. *Ascomycete.org* 9(1) : 11-18.
- Lechat C. & Fournier J. 2018 — *Clonostachys spinulospora* (Hypocreales, Bionectriaceae), a new species on palm from French Guiana. *Ascomycete.org* 10(4) : 127–130.
- Lechat C. & Fournier J. 2019a — *Pleiocarpon gardiennetii* (Nectriaceae), a new holomorphic species from French Guiana. *Ascomycete.org* 11(2) : 33–36.
- Lechat C. & Fournier J. 2019b — Three new species of *Ljuhya* (Bionectriaceae, Hypocreales) from metropolitan France, French Guiana and Spain, with notes on morphological characterization of *Ljuhya* and allied genera. *Ascomycete.org* 11(2) : 55-64.
- Lechat C. & Fournier J. 2019c — Two new species of *Chaetopsina* (Nectriaceae) from Saül (French Guiana). *Ascomycete.org* 11 (4) : 127-134.
- Lechat C. & Fournier J. 2020a — *Chaetopsina pnagiana* (Nectriaceae, Hypocreales), a new holomorphic species from Saül (French Guiana). *Ascomycete.org* 12 (1) : 1-5.



- Lechat C. & Fournier J. 2020b — Three new species of *Hydropsisphaera* (Bionectriaceae) from Europe and French Guiana. *Ascomycete.org* 12 (2) : 39-46.
- Lechat C. & Fournier J. 2020c — Two new species of *Clonostachys* (Bionectriaceae, Hypocreales) from Saül (French Guiana). *Ascomycete.org* 12 (3) : 61-66.
- Lechat C. Fournier J., Chaduli D. Lesage-Meessen L. & Favel A. 2019 — *Clonostachys saulensis* (Bionectriaceae, Hypocreales), a new species from French Guiana. *Ascomycetes.org* 11(3) : 65-68.
- Lechat C., Lesage-Meessen L. & Favel A. 2015 — A new species of *Ijuhya*, *I. fournieri* from French Guiana. *Ascomycete.org* 7 (3): 101–104.
- Leite A.G., de Assis K., Barbosa da Silva B.D, Pontes Sotão H.M. & Baseia I.G. 2011 — *Geastrum* species from the Amazon Forest, Brazil. *Mycotaxon* 118 : 383-392.
- Liang J.F., Yang Z.L. & Xu D.P. 2011 — A new species of *Lepiota* from China. *Mycologia* 103(4) : 820-830.
- Lima A.A. & Baseia I.G. 2018 — Gasteroid fungi (Basidiomycota) from two protected natural areas in Rio Grande do Norte State, Brazil. *Curr. Res. Env. Appl. Mycol.* 8(6) : 585-605.
- Lodge D.J. & Ovrebo C.L. 2008 — First records of Hygrophoraceae from Panama including a new species of *Camarophyllus* and a new veiled species of *Hygrocybe* section *Firmae*. *Fungal Div.* 32 : 69-81.
- Lowy B. 1971 — *Flora Neotropica*. Monograph No. 6. Tremellales. Hafner, New York. 153 pp.
- Maas Geesteranus R.A. & Meijer (de) A.A.R. 1991 — *Mycenae paranaenses*. *Proc. Kon. Ned. Akad. V. Wetensch* 97 : 1-164.
- Maas Geesteranus R.A. 1965 — Geoglossaceae of India and adjacent countries. *Persoonia* 4(1) : 19-46.
- Maas Geesteranus R.A. 1991 — Conspectus of the Mycenae of the Northern Hemisphere. Sections *Hiemales* and *Exornatae*. *Proc. Kon. Ned. Akad. V. Wetensch* 94(1) : 81-102.
- Magnago A.C., Furtado A.N.M., Urrea-Valencia S., Freitas A.F. & Neves M.A. 2015 — New records of agaricoid fungi (Basidiomycota) from Paraíba, Brazil. *Revista Biotemas* 28(4) : 9-21.
- Magnago A.C., Trierweiler-Pereira L. & Neves M.A. 2013 — Phallales (Agaricomycetes, Fungi) from the tropical Atlantic Forest of Brazil. *J. Torrey Bot. Soc.* 140(2) : 236-244.
- Maia L.C., Carvalho Júnior A.A. de, Cavalcanti L. de H., Gugliotta A. de M., Drechsler-Santos E.R., Santiago A.L. de A., Cáceres M.E. da S., Gibertoni T.B., Aptroot A., Giachini A.J. 2015 — Diversity of Brazilian fungi. *Rodriguésia* 66 : 1033–1045.
- Mains N.A. 1954 — North American species of *Geoglossum* and *Trichoglossum*. *Mycologia* 46 : 586-631.
- Malysheva E., Malysheva V., Alexandrova A. & Morozova O. 2019 — Observations on Pluteaceae in Vietnam. &. New species and new records of *Volvariella*. *Phytotaxa* 498(4) : 233-254.
- Maneevun A., Dogson J. & Sanoamuang N. 2012 — *Phaeoclavulina* and *Ramaria* (Gomphaceae, Gomphales) from Nam Nao National Park, Thailand. *Tropical Natural History* 12(2) : 147-164.
- Mata J.L., Halling R.E., Hughes K.W. & Petersen R.H. 2004 — *Rhodocollybia* (Agaricales) in neotropical montane forest. *Mycol. Progress* 3(4) : 337-351.
- Mata J.L., Petersen R.H. & Hughes K.W. 2001 — The genus *Lentinula* in the Americas. *Mycologia* 93(6) : 1102-1112.
- Medeiros G.S., Rodrigues A.C.M., Cruz R.H.S.F., Melanda G.C.S., Carvalho Jr.A.A. & Baseia I.G. 2017 — *Phallus fluminensis* (Phallaceae, Basidiomycota), a new species of stinkhorn from the Brazilian Atlantic rainforest. *Studies in Fungi* 2(1) : 191-198.
- Menolli N. Jr. & Asai T. & Capelari M. 2009 — *Amanita coacta* (Amanitaceae, Agaricales) with a key to *Amanita* species occurring in Brazil. *Mycotaxon* 107 : 419-430.
- Menolli N. Jr. & Asai T. & Capelari M. 2010 — Records and new species of *Pluteus* from Brazil based on morphological and molecular data. *Mycology* 1(2) : 130-153.
- Menolli N. Jr. & Breternitz B.S. & Capelari M. 2014 — The genus *Pleurotus* in Brazil : a molecular and taxonomic overview. *Mycoscience* 55 : 378-389.
- Menolli N. Jr. & Capelari M. 2008 — Records an two new species of *Volvariella* (Pluteaceae, Agaricales) from Brazil. *Mycotaxon* 106 : 385-398.
- Menolli N. Jr. & Capelari M. 2010 — Notes on *Pluteus* (Pluteaceae, Agaricales) from Brazil including two new species and a new record. *Mycologia* 102(3) : 697-707.
- Menolli N. Jr. & Capelari M. 2015 — Phylogeny of *Pluteus* section *Celluloderma* including eight new species from Brazil. *Mycologia* 107(6) : 1205-1220.
- Menolli N. Jr. & Meijer A.A.R. (de) & Capelari M. 2015 — The genus *Pluteus* (Pluteaceae, Agaricales) from the state of Paran, Brazil. *Nova Hedwigia* 100(1-2) : 101-157.
- Miller M.A., Pfeiffer W., Schwartz T. 2011 — The CIPRES science gateway: a community resource for phylogenetic analyses. In: Proceedings of the 2011 TeraGrid Conference: extreme digital discovery. ACM, 41.
- Montagne J.F.C. 1840. — Seconde centurie de plantes cellulaires exotiques nouvelles, Décades III, IV et V. *Annales des sciences naturelles, Botanique*, série II, 13 : 339-359.
- Montagne J.P.F.C. 1850 — *Cryptogamia guyanensis, seu Plantarum cellularium Guyana gallica annis 1835-1849 a Cl. Leprieur collectarum enumeratio universalis*. *Annales des sciences naturelles, Botanique*, 3^{ème} série, 14 : 283-309.

- Montagne J.P.F.C. 1851 – *Cryptogamia guyanensis, seu Plantarum cellularium Guyana gallica annis 1835-1849 a Cl. Leprieur collectarum enumeratio universalis*. Annales des sciences naturelles, Botanique, 3^{ème} série, 16 : 47-81.
- Montagne J.P.F.C. 1855 – *Cryptogamia guyanensis, seu Plantarum cellularium Guyana gallica annis 1835-1849 a Cl. Leprieur collectarum enumeratio universalis*. Discomycetes Fries. Annales des sciences naturelles, Botanique 4^{ème} série 3(2) : 91-144, pl. 5-6.
- Morozova O.V., Noordeloos M.E., Popov E.S. & Alexandrova A.V. 2017 – Three new species within the genus *Entoloma* (Basidiomycota, Agaricales) with clamped basidia and a serrulatum-type lamellae edge, and their phylogenetic position. *Mycol. Progress* 17(3) : 381-392.
- Munsell 2000 – Munsell soil color charts. Ed. Munsell Color Company, Baltimore.
- Murrill W.A. 1918 – The Agaricaceae of tropical North America - VIII. *Mycologia* 10 : 62-85.
- Oliveira J.J.S., Moncalvo J.-M., Margaritescu S. & Capelari M. 2020a – Phylogenetic and morphological analyses of species of *Marasmius* sect. *Marasmius* from the Atlantic Rainforest, Brazil. *Plant Systematics and Evolution* 306(31) : 1-46.
- Oliveira J.J.S., Moncalvo J.-M., Margaritescu S. & Capelari M. 2020b – A morphological and phylogenetic evaluation of *Marasmius* sect. *Globulares* (Globulares-Sicci complex) with nine new taxa from the Neotropical Atlantic Forest. *Persoonia* 44 : 240-277.
- Ortega López I., Valenzuela R., Gay-González A.D., Lara-Chávez M.B.N., López-Villegas E.O. & Raymundo T. 2019 – La familia Sarcoscyphaceae (Pezizales, Ascomycota) en México. *Acta Botanica Mexicana* 126 : 1-36.
- Ovrebo C.L. & Baroni T.J. 2007 – New taxa of Tricholomataceae and Entolomataceae (Agaricales) from Central America. *Fungal Diversity* 27 : 157-170.
- Parra L.A., Angelini C., Ortiz-Santana B., Mata G., Billette C., Rojo C. Chen J. & Callac P. 2018 – The genus *Agaricus* in the Caribbean, Nine new taxa mostly base on collections from the Dominican Republic. *Phytotaxa* 345(3) : 219-271.
- Peay K.G., Baraloto C., Fine P.V. 2013 – Strong coupling of plant and fungal community structure across western Amazonian rainforests. *The ISME journal* 7 : 1852.
- Pegler D.N. & Fiard J.P. 1978 – *Hygrocybe* sect. *Firmae* (Agaricales) in tropical America. *Kew Bulletin* 32(2) : 297-312.
- Pegler D.N. 1977 – A preliminary agaric flora of East Africa. *Kew Bulletin Additional series* VI : 1-615.
- Pegler D.N. 1983a – Agaric flora of the Lesser Antilles. *Kew Bulletin Additional Series* IX : 1-668 p. + pl.
- Pegler D.N. 1983b – The genus *Lentinus*: A world monograph. *Kew Bulletin, Additional Series* X : 1-281.
- Pegler D.N. 1986 – *Agaric flora of Sri Lanka*. Kew Bulletin Additional Series XII, 519 p.
- Pegler D.N. 1987 – A revision of the Agaricales of Cuba 1. Species described by Berkeley & Curtis. *Kew Bulletin* 42(3) : 501-585.
- Pegler D.N. 1997 – *The Agarics of São Paulo, Brazil. An account of the agaricoid fungi (Holobasidiomycetes) of São Paulo State, Brazil*. Royal Botanic Garden, Kew, 68 p.
- Pérez-Moreno J. & Villarreal L. 1991 – First report of the clavarioid genera *Lachnocladium* and *Pterula* (Holobasidiomycetes) from the Mexican tropic. *Micol. Neotrop. Apl.* 2 : 123-130.
- Petersen R.H. & Hughes K.W. 2010 – The *Xerula/Oudemansiella* Complex (Agaricales). *Nova Hedwigia Beiheft* 137 : 1-625.
- Puccinelli C. & Capelari M. 2009 – *Marasmius* (Basidiomycota – Marasmiaceae) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP, Brasil: seção Sicci. *Hoehnea* 36(4) : 637-655.
- Putzke J. & Putzke M.T.L. 2002 – Revisão da família Entolomataceae (Basidiomycota, Agaricales) no Brasil. 1. Chaves de identificação e lista de espécies. *Cad. Pesqu. Sér. Bot.* (Santo Cruz do Sul) 12(2) : 20-47.
- Putzke J. & Putzke M.T.L. 2017 – A Gênero *Agaricus* L. ex Fr. (Agaricales, Basidiomycota) no Brasil. *Neotrop. Biol. and Conservation* 12(2) : 109-130.
- Putzke J. 2002 – Agaricales (Fungos – Basidiomycota) pleurotoides no Rio Grande do sul. I – *Anthracophyllum*, *Aphyllotus*, *Campanella*, *Chaetocalathus* e *Cheimonophyllum*. *Caderno de Pesquena Sér. Bio.* 14(1) : 45-66.
- Ramírez-López I. & Ríos M.V. 2007 – El conocimiento taxonómico de Geoglossaceae *sensu lato* (Fungi: Ascomycetes) en México con énfasis en la zona centro y sur. *Rev. Mex. Micol.* 39(3) : 479-487.
- Reid D.A. 1965 – A Monograph of the Stipitate Stereoid Fungi. *Beihefte zur Nova Hedwigia* 18 : 1-384 + 48 pl.
- Retnowati A. 2018 – The species of *Marasmiellus* (Agaricales : Omphalotaceae) from Java and Bali. *Garden's Buelletin Singapore* 70(1) : 191-258.
- Rochet J., Moreau P.-A., Manzi S., Gardes M. 2011 – Comparative phylogenies and host specialization in the alder ectomycorrhizal fungi *Alnicola*, *Alpova* and *Lactarius* (Basidiomycota) in Europe. *BMC Evolutionary Biology* 11 : 40.
- Rodríguez O. 2013 – The genus *Pluteus* (Agaricales, Pluteaceae) in Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 84 : 128-151.
- Roy M., Schimann H., Braga-Neto R., Da Silva R.A., Duque J., Frame D., Wartchow F., Neves M.A. 2016. Diversity and distribution of ectomycorrhizal fungi from Amazonian lowland white-sand forests in Brazil and French Guiana. *Biotropica* 48 : 90-100.



- Santos da Silva P., Cortez V.G. & Borges da Silveira R.M. 2012 – Synopsis of the Strophariaceae (Basidiomycota, Agaricales) from Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul State, Brazil. *Hoehnea* 39(3) : 479-487.
- Senn-Irlet B. & Immerzeel G. 2003 – *Crepidotus cristatus*, a new yellow species from the Netherlands. *Persoonia* 18(2) : 231-237.
- Senn-Irlet B. & Meijer A.A.R. (de). 1998 – The genus *Crepidotus* from the state of Paraná, Brazil. *Mycotaxon* 66 : 165-199.
- Shay J.E., Desjardin D.E., Perry B.A., Grace C.L. & Newman D.S. 2017 – Biodiversity and phylogeny of *Marasmius* (Agaricales, Basidiomycota) from Madagascar. *Phytotaxa* 292(2) : 101-149.
- Sierra S., Rodríguez-Gutiérrez I., Izquierdo-San Agustín L.A., Castro-Santiuste S., Cifuentes J. & Pérez-Ramírez L. 2012 – Hongos tremeloides (Heterobasidiomycetes) de la Reserva de la Biosfera de Calakmul, Campeche, México. *Rev. Mex. Biodiv.* 83 : 23-30.
- Silva (da) B.D.B., Cabral T.S., Marhino P., Ishikawa N.K. & Baseia I.G. 2013 – Two new species of *Gastrum* (Gastraceae, Basidiomycota) found in Brazil. *Nova Hedwigia* 96(3-4) : 445-456.
- Silva Campacci T.V. & de Mello Gugliotta A. 2009 – A review of *Amauroderma* in Brazil, with *A. oblongisporum* newly recorded from the neotropics. *Mycotaxon* 110 : 423-436.
- Silva-Filho A.G.S. & Cortez V.G. 2017 – *Hohenbuehelia* (Pleurotaceae) in western Paraná, Brazil. *Acta Biol. Par., Curitiba* 46(1-2) : 23-38.
- Simmons C., Henkel T. & Bas C. 2002 – The genus *Amanita* in the Pakaraima mountains of Guyana. *Persoonia* 17(4) : 563-582.
- Singer R. & Digillio A.P.L. 1952 – Pródromo de la flora agaricina argentina. *Lilloa* 25 : 5-461.
- Singer R. & Gómez L.D. 1982 – Basidiomycetes of Costa Rica. I. *Brenesia* 19-20 : 31-47.
- Singer R. 1942 – A monographic study of the genera *Crinipellis* and *Chaetocalathus*. *Lilloa* 8 : 441-534, fig. 1-6.
- Singer R. 1947 – Contributions towards a monograph of the genus *Crepidotus*. *Lilloa* 13 : 59-95.
- Singer R. 1952 – Type studies on Agarics III. *Lilloa* 25 : 453-514.
- Singer R. 1956 – Contributions towards a monograph of the genus *Pluteus*. *Trans. Br. mycol. Soc.* 39 : 145-232.
- Singer R. 1958 – Monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil 1. The genus *Pluteus* in South America. *Lloydia* 21 : 195-299, pl. 1-19.
- Singer R. 1960 – Monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the East Slope of the Andes and Brazil. 3. Reduced marasmioïd genera in South America. *Sydowia* 14 : 258-280.
- Singer R. 1962(1961) – Monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the East Slope of the Andes and Brazil. 4. *Inocybe* in the Amazon region, with a Supplement to part 1 (*Pluteus* in South America). *Sydowia* 15 : 112-132.
- Singer R. 1964 – Oudemansiellinae, Macrocystidiinae, Pseudohiatulinae in South America. *Darwiniana* 13(1) : 145-190.
- Singer R. 1965 – Monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the East Slope of the Andes and Brazil. 2. The genus *Marasmius* in South America. *Sydowia* 18 : 106-358, pl. 1-23.
- Singer R. 1967 – Some Agaricales from the Congo. *Persoonia* 4(4) : 355-377.
- Singer R. 1970 – Omphalinae (Clitocybeae-Tricholomataceae, Basidiomycetes). *Fl. Neotrop. Monogr.* 3 : 3-84, fig. 1-28.
- Singer R. 1973a – The genera *Marasmiellus*, *Crepidotus* and *Simocybe* in the Neotropics. *Beih. Nova Hedw.* 44 : 1-517.
- Singer R. 1973b – *Diagnoses fungorum novorum Agaricalium* III. *Beihefte zur Sydowia* 7 : 1-106.
- Singer R. 1976 – Marasmieae (Basidiomycetes, Tricholomataceae). *Fl. Neotrop. Monogr.* 17 : 1-347, fig. 1-118.
- Singer R. 1982 – *Hydropus* (Basidiomycetes-Tricholomataceae-Myceneae). *Flora Neotropica, Monograph* 32. The New York Bot. Garden, Bronx, New York, 153 p.
- Singer R. 1986 – *The Agaricales in Modern Taxonomy*, ed. 4. Koenigstein. Koeltz Scientific Books, 981 p.
- Singer R. 1989 – New taxa and new combinations of Agaricales (*Diagnoses fungorum novorum Agaricalium* IV). *Fieldiana Botany* NS 21 : 1-133.
- Sousa J.O., Silva B.D.B., Alfredo D.S. & Baseia I.G. 2014 – New records of Geastraceae (Basidiomycota: Phallomycetidae) from atlantic rainforest remnants and relicts of Northeastern Brazil. *Darwiniana* n.s. 2(2) : 207-221.
- Stalpers J.A. 1996. The Aphyllophoraceous fungi – II Keys to the species of the Hericiales. *Studies in Mycology* 40 : 1-185.
- Stamatakis A., Hoover P., Rougemont J. 2008 – A rapid bootstrap algorithm for the RAxML web servers. *Systematic biology* 57 : 758-771.
- Suárez V.L. & Wright J.E. 1996. South American Gasteromycetes V : The genus *Morganella*. *Mycologia* 88(4) : 655-661.
- Sun Y.-F., Costa-Rezende D.H., Xing J.-H., Zhou J.-L., Zhang B., Gibertoni T.B., Gates G., Glen M., Dai Y.-C. & Cui B.-K. 2020. Multi-gene phylogeny and taxonomy of *Amauroderma* s.lat. (Ganodermataceae). *Persoonia* 44 : 206-239.

- Sysouphanthong P., Hyde K.D., Chukeatirote E., Bahkali A.H. & Vellinga E.C. 2011. *Lepiota* (Agaricales) in northern Thailand - 1. *L. section Stenopsorae*. *Mycotaxon* 117 : 53-85.
- Sysouphanthong P., Hyde K.D., Chukeatirote E., Bahkali A.H. & Vellinga E.C. 2012. *Lepiota* (Agaricales) in northern Thailand - 2. *Lepiota* section *Lepiota*. *Cryptogamie Mycologie* 33(1) : 25-42.
- Tan Y.-S., Desjardin D.E., Perry B.A., Vikineswary S. & Noorlida A. 2009 – *Marasmius sensu stricto* in Peninsular Malaysia. *Fungal Div.* 37 : 9-100.
- Ter Steege H., Pitman N.C., Sabatier D., Baraloto C., Salomão R.P., Guevara J.E., Phillips O.L., Castilho C.V., Magnusson W.E., Molino J.-F. 2013 – Hyperdominance in the Amazonian tree flora. *Science* 342 : 1243092.
- Tomáš V., Morais D., Petr K., Clémentine L., Camelia A., Awokunle H.S., Bahnmann B.D., Květa B., Vendula B., Rainier H.Z. 2020 – GlobalFungi, a global database of fungal occurrences from high-throughput-sequencing metabarcoding studies. *Scientific Data* 7.
- Trierveiler-Pereira L. & Bezerra J.L. 2011 – *Trichoglossum hirsutum* (Geoglossaceae, Ascomycota): primeiro registro para o Nordeste brasileiro. *Sitientibus série Ciências Biol.* 11(1) : 99-101.
- Trierveiler-Pereira L., Bezerra K.M.T., Bezerra J.L. & Baseia I.G. 2009 – First records of Geastraceae and Nidulariaceae (Basidiomycota, Fungi) from Bahia, Northeastern Brazil. *Rev. Bras. Biociências* 7(3) : 316-319.
- Trierveiler-Pereira L., Calonge F.D. & Baseia I.G. 2011 – New distributional data on *Geastrum* (Geastraceae, Basidiomycota) from Brazil. *Acta Bot. Bras.* 25(3) : 577-585.
- Trierveiler-Pereira L., Meijer A.A.R. & Silveira R.M.B. 2019 – Phallales (Agaricomycetes, Fungi) from Southern Brazil. *Studies in Fungi* 4(1) : 162-184.
- Trierveiler-Pereira L., Meijer A.A.R., Reck M.A., Hosaka K. & Silveira R.M.B. 2017 – *Phallus aureolatus* (Phallaceae, Agaricomycetes), a new species from the Brazilian Atlantic Forest. *Phytotaxa* 327(3) : 223-236.
- Truong C., Mujic A.B., Healy R., Kuhar F., Furci G., Torres D., Niskanen T., Sandoval-Leiva P.A., Fernández N., Escobar J.M. 2017 – How to know the fungi: combining field inventories and DNA-barcoding to document fungal diversity. *New Phytologist* 214 : 913-919.
- Uehling J.K., Henkel T.W., Aime M.C., Vilgalys R. & Smith M.E. – New species and distribution records for *Clavulina* (Cantharellales, Basidiomycota) from the Guiana Shield, with a key to the lowland neotropical taxa. *Fungal Biol.* 116 : 1263-1274.
- Vasco-Palacios A.M., Franco-Molano A.E. 2013 – Diversity of Colombian macrofungi (Ascomycota-Basidiomycota). *Mycotaxon* 121 : 100-158.
- Vleminckx J., Schimann H., Decaëns T., Fichaux M., Vedel V., Jaouen G., Roy M., Lapied E., Engel J., Dourdain A. 2019 – Coordinated community structure among trees, fungi and invertebrate groups in Amazonian rainforests. *Scientific reports* 9 : 1-10.
- Wannathes N., Desjardin D.E., Hyde K.D., Perry K.D. & Lumyong S. 2009 – A monograph of *Marasmius* (Basidiomycota) from Northern Thailand based on morphological and molecular (ITS sequences) data. *Fungal Div.* 37 : 209-306.
- Wartchow F. & Maia L.C. 2014 – The Neotropical *Amanita cecresulcata* Bas: new citation from Northeast Brazil. *Hoehnea* 34(2) : 131-134.
- Wartchow F. 2006 – The neotropical *Entoloma dragonosporum* (Agaricales, Basidiomycota): new records from northeast Brazil. *Biociências, Porto Alegre* 14(1) : 93-94.
- Wartchow F. 2014 – Two *Oudemansiella* from a forest fragment in Southwestern Amazonia. *Mycosphere* 5(1) : 172-178.
- Wartchow F., Maia L.C. & Cavalcanti M.A.Q. 2011 – New records of Agaricales from Atlantic Forest fragments of Pernambuco, Northeast Brazil. *Mycotaxon* 118 : 137-146.
- Wartchow F., Pereira J., Drechsler-Santos E.R., Gomes-Silva A.C., Tiago P.V., Putzke J. & Cavalcanti M.A.Q. 2010 – Two *Oudemansiella* species with echinulate basidiospores from South America with *O. macracantha* lectotypified. *Mycotaxon* 113 : 119-127.
- Wartchow F., Putzke J. & Cavalcanti M.A.Q. 2008 – Agaricaceae Fr. (Agaricales, Basidiomycota) from areas of Atlantic Forest in Pernambuco, Brazil. *Acta bot. bras.* 22(1) : 287-299.
- White T.J., Bruns T., Lee S., Taylor J. 1990 – Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. *PCR protocols: a guide to methods and applications* 18 : 315-322.
- Wilson A.W., Desjardin D.E. & Horak E. 2004 – Agaricales of Indonesia. 5. The genus *Gymnopus* from Java and Bali. *Mycotaxon* 113 : 119-127.



Annexe : Diaporama d'illustrations macroscopiques (*in situ*) et microscopiques, de quelques récoltes

Exposé à Saül lors du week-end mycologique d'avril 2021

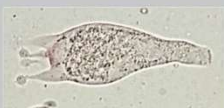


PETIT GLOSSAIRE de MYCOLOGIE

Epicutis
(revêtement du chapeau)

Cystides : cellules stériles différenciées ; pleurocystides si localisées sur les faces de l'hyménium, cheilocystides si sur l'arête, caulocystides sur le pied, piléocystides sur le chapeau.

Hyphe : cellules tubulaires, cloisonnées, ramifiées, constituant les champignons.

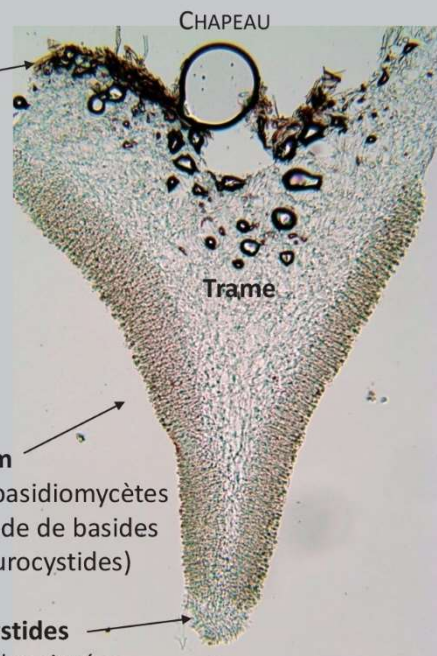


Basides : cellules fertiles chez les Basidiomycètes ; elles génèrent les spores au bout de stérigmates en forme de cornes (souvent 4 ou 2 par basides).

Hyménium
(partie fertile, chez les basidiomycètes constitué d'une palissade de basides avec parfois des pleurocystides)

Cheilocystides
(cellules stériles situées sur l'arête)

LAME EN COUPE TRANSVERSALE





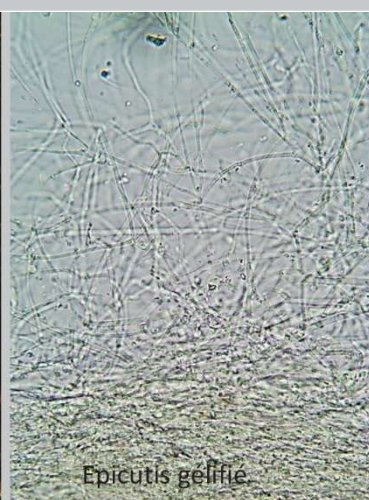
Pleurotus djamor var. *roseus* Corner

PLEUROTACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Hygrocybe hypohaemacta (Corner) Pegler



Epicutis gélifiée

HYGROPHORACEAE

Spores hétérogènes



ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP

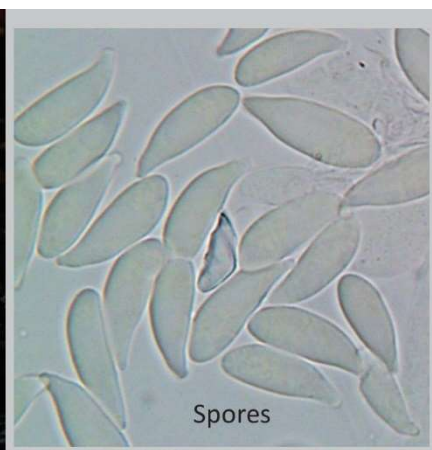


Basides hétérogènes

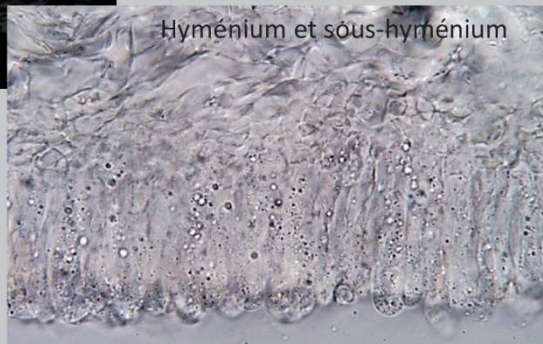




***Marasmiellus coilobasis* (Berk.) Sing.**



Spores



Hyménium et sous-hyménium

OMPHALOTACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



***Marasmiellus pilosus* (Dennis) Singer**

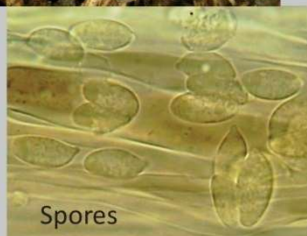


Epicutis à pigment
vacuolaire



Sétule épicuticulaire

OMPHALOTACEAE



Spores



Hyménium et sous-
hyménium

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Marasmiellus tenerrimus
(Berk. & Curt.) Singer

OMPHALOTACEAE

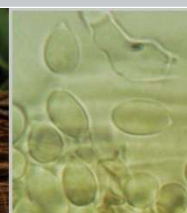


ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Marasmiellus troyanus (Murr.) Dennis

OMPHALOTACEAE



Spores



Epicutis

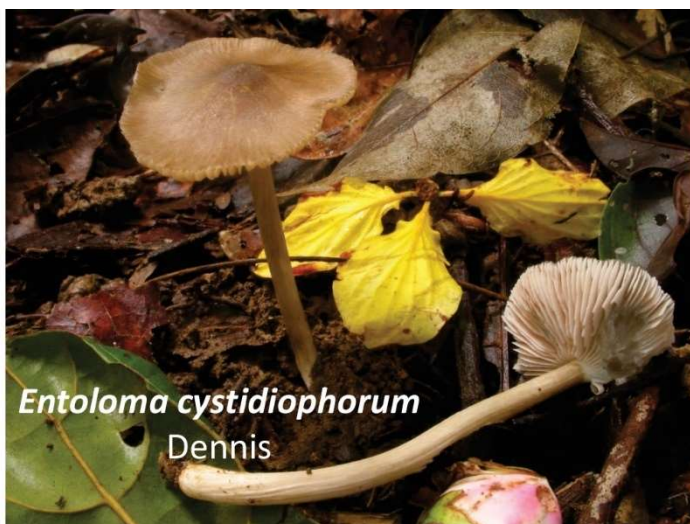


Cheilocystides

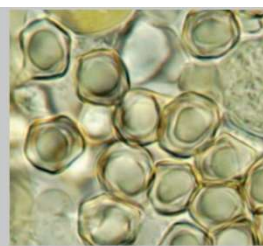


Caulocystides

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP

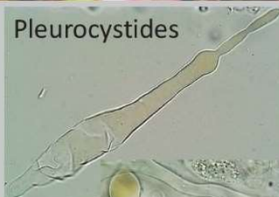


Entoloma cystidiophorum
Dennis

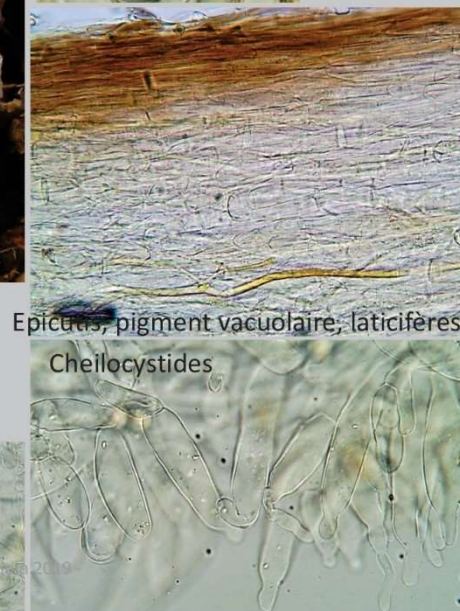


Spores

ENTOLOMATACEAE



Pleurocystides



Epicutis, pigment vacuolaire, laticifères
Cheilocystides

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP

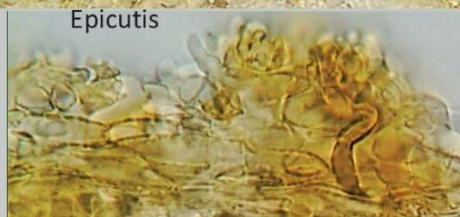


Marasmiellus ugandensis Pegler

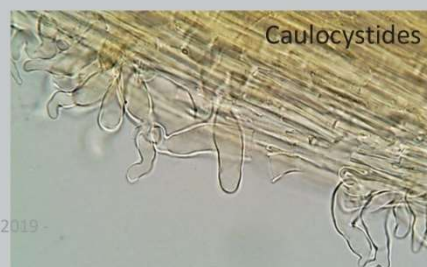
OMPHALOTACEAE



Epicutis



Cheilocystides



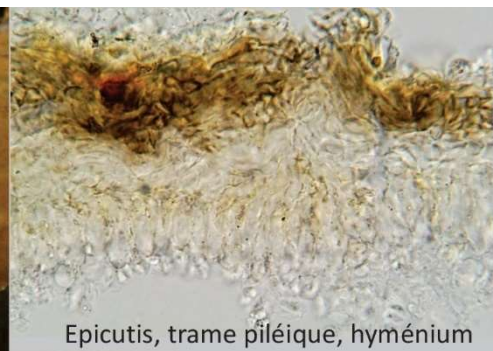
Caulocystides

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Setulipes hakgalensis (Petch) Antonín

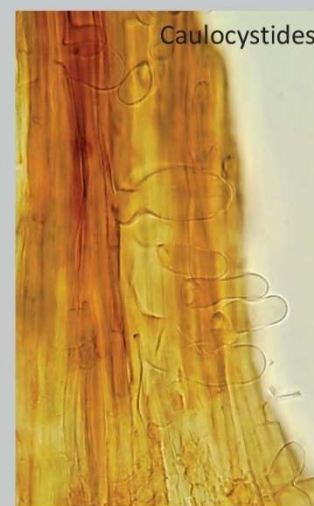
OMPHALOTACEAE



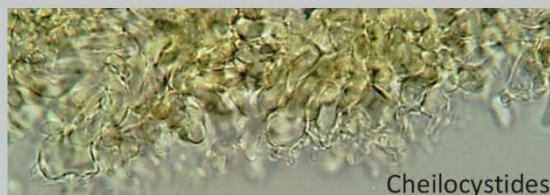
Epicutis, trame pileique, hyménium



Spores



Caulocystides



Cheilocystides

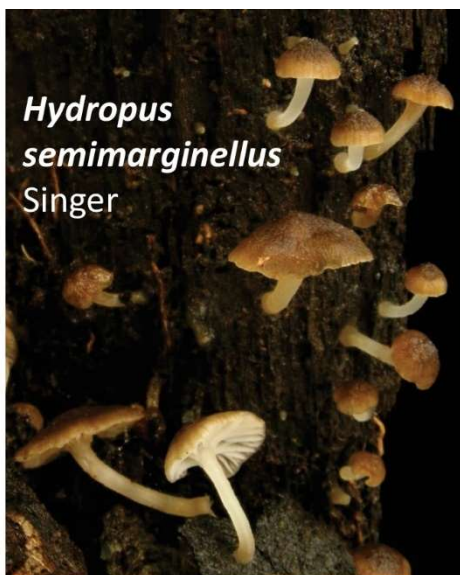
ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



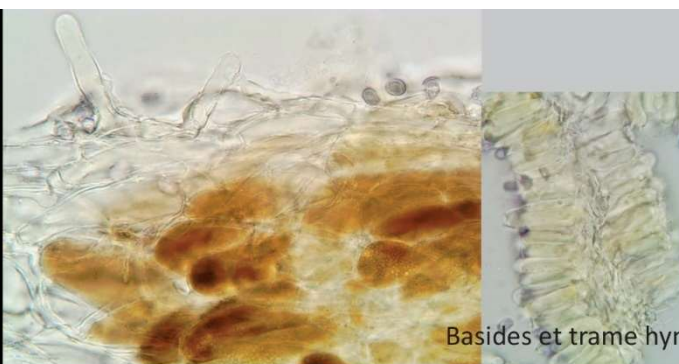
Caripia montagnei (Berk.) Kuntze

OMPHALOTACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



***Hydropus
semimarginellus***
Singer



Basides et trame hym

Epicutis à piléocystides et pigment
brun vacuolaire



Spores amyloïdes
(bleues dans l'iode)

Cheilocystides



MARASMIACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



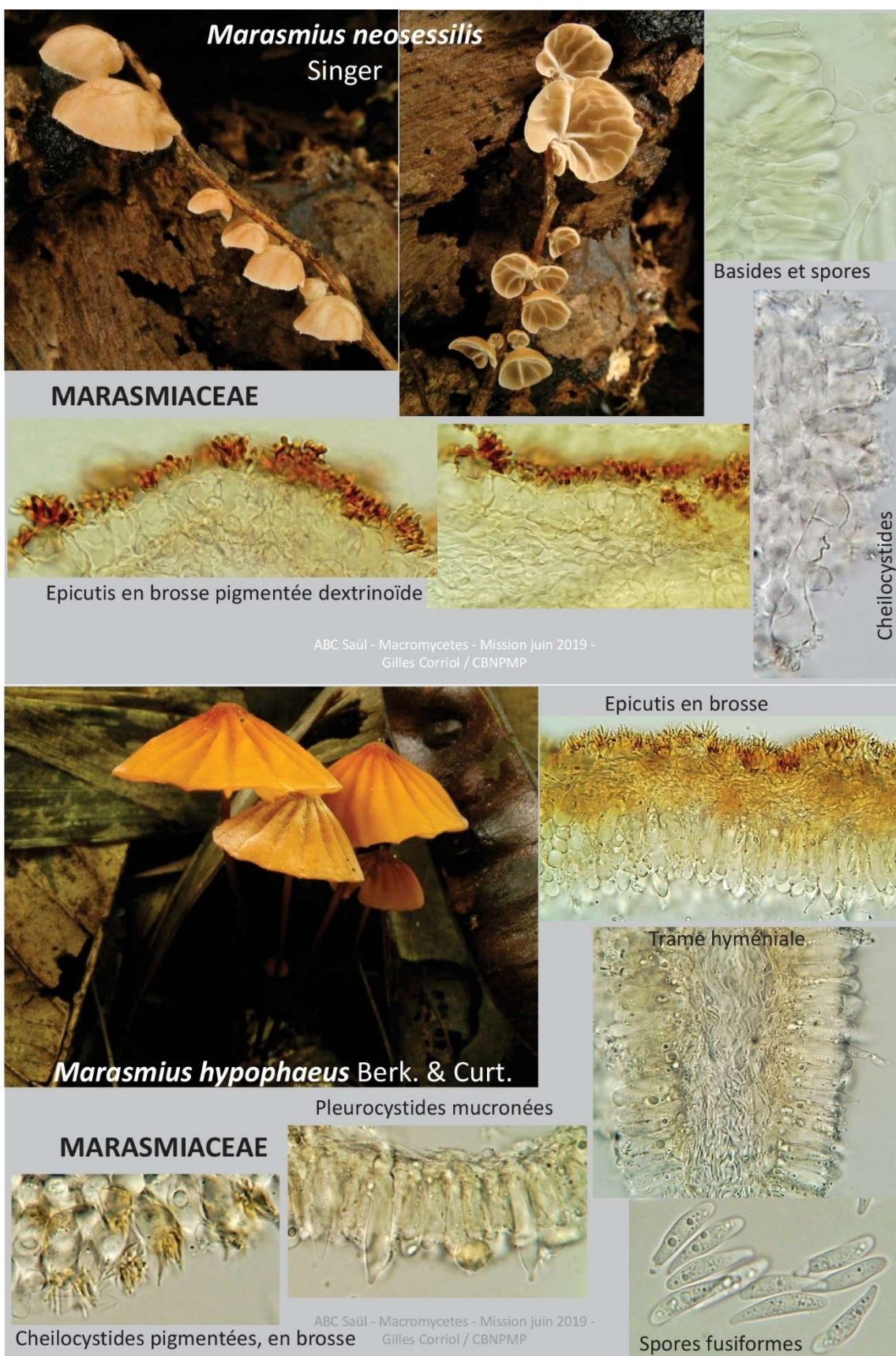
Caulocystides



Marasmius cladophyllus Berk.

MARASMIACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP





MARASMIACEAE



Hyménium avec pleurocystides
mamelonnées



ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



MARASMIACEAE

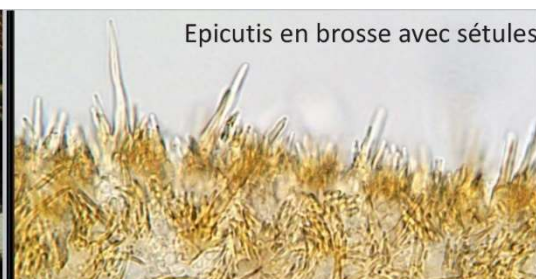


ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Marasmius spiculosus Singer

MARASMIACEAE



Epicutis en brosse avec sétules



Sétules du pied



Cheilocystides hérissées



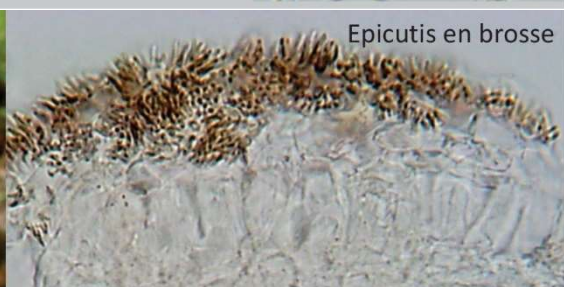
Spores fusiformes

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP

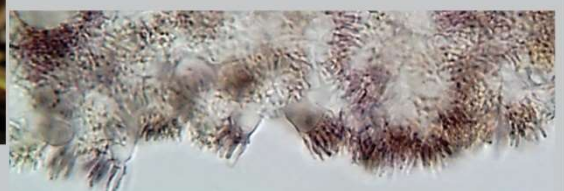


Marasmius haematocephalus
var. *purpureomarginatus* Singer

MARASMIACEAE



Epicutis en brosse



Cheilocystides pigmentées, en brosse

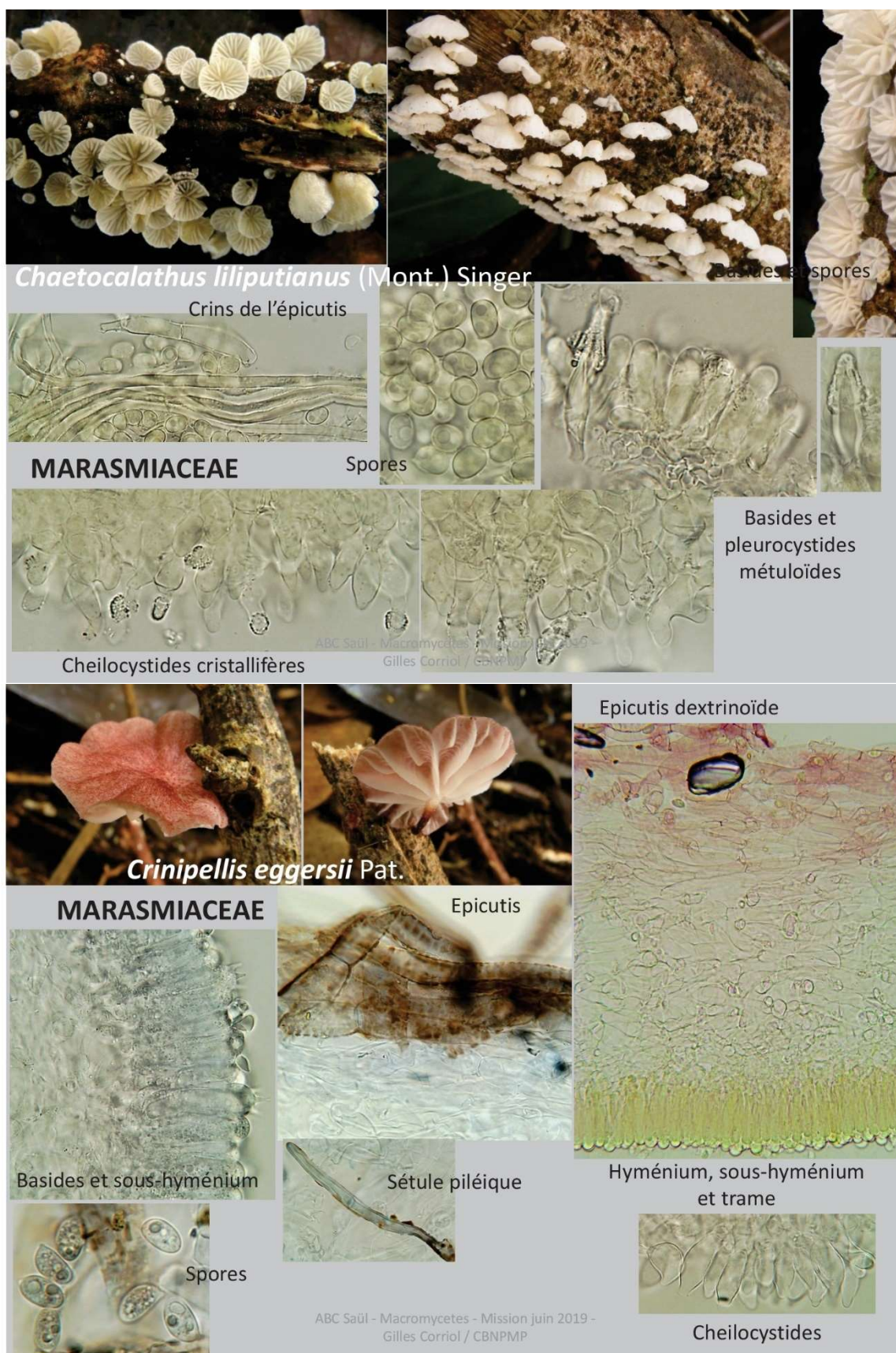


Spores fusiformes



Pleurocystides
mamelonnées

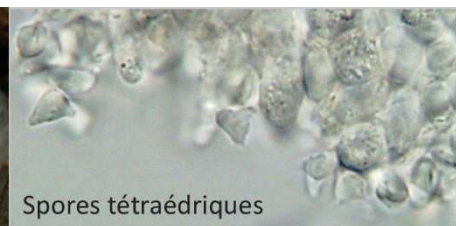
ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



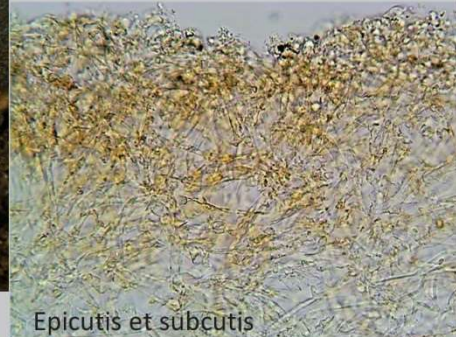


Tetrapyrgos aff. novinigripes D.L.
Komura, J.S. Oliveira & Moncalvo

MARASMIACEAE



Spores tétraédriques



Epicutis et subcutis



Cheilocystides



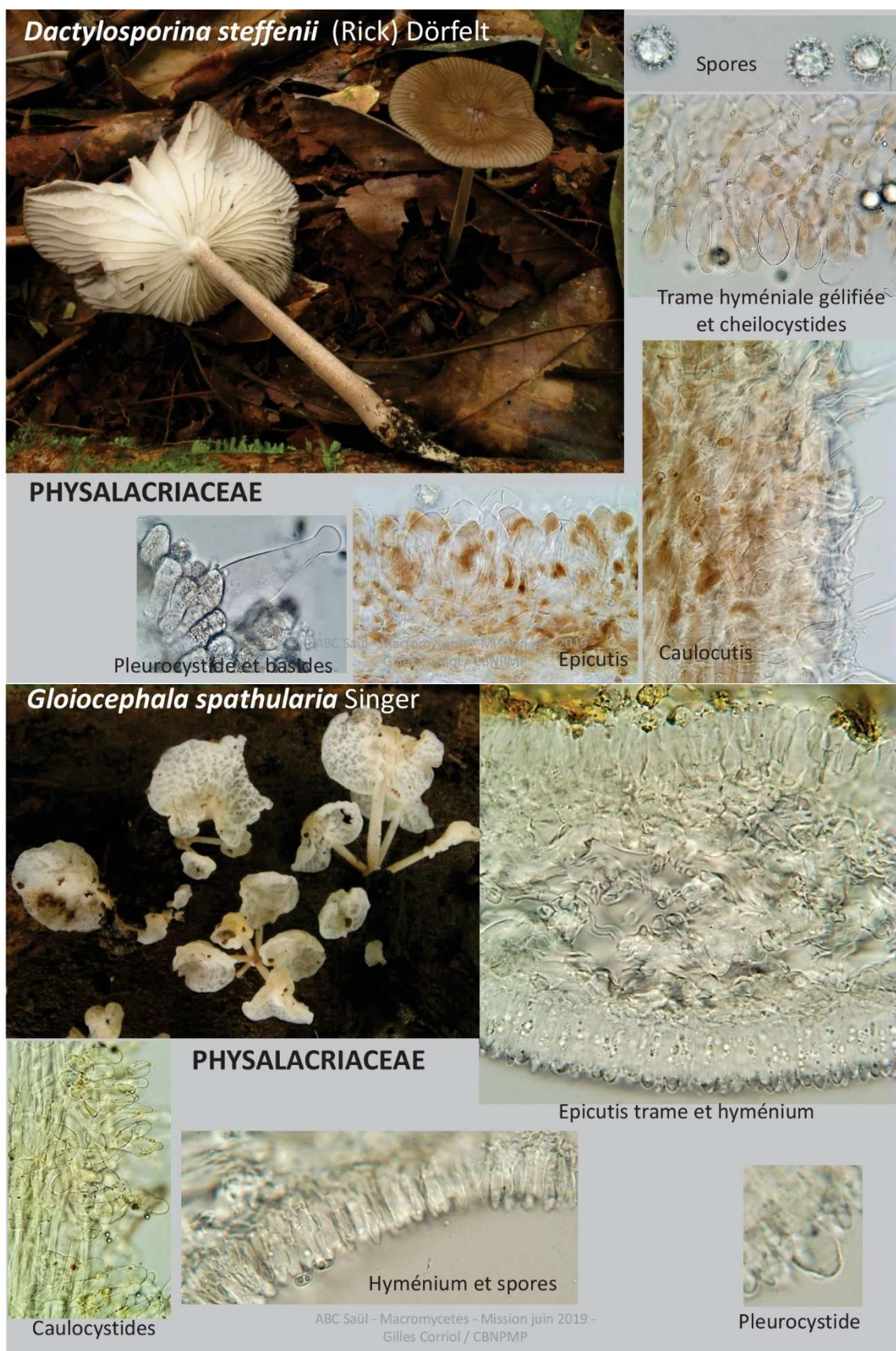
Trame gélifiée

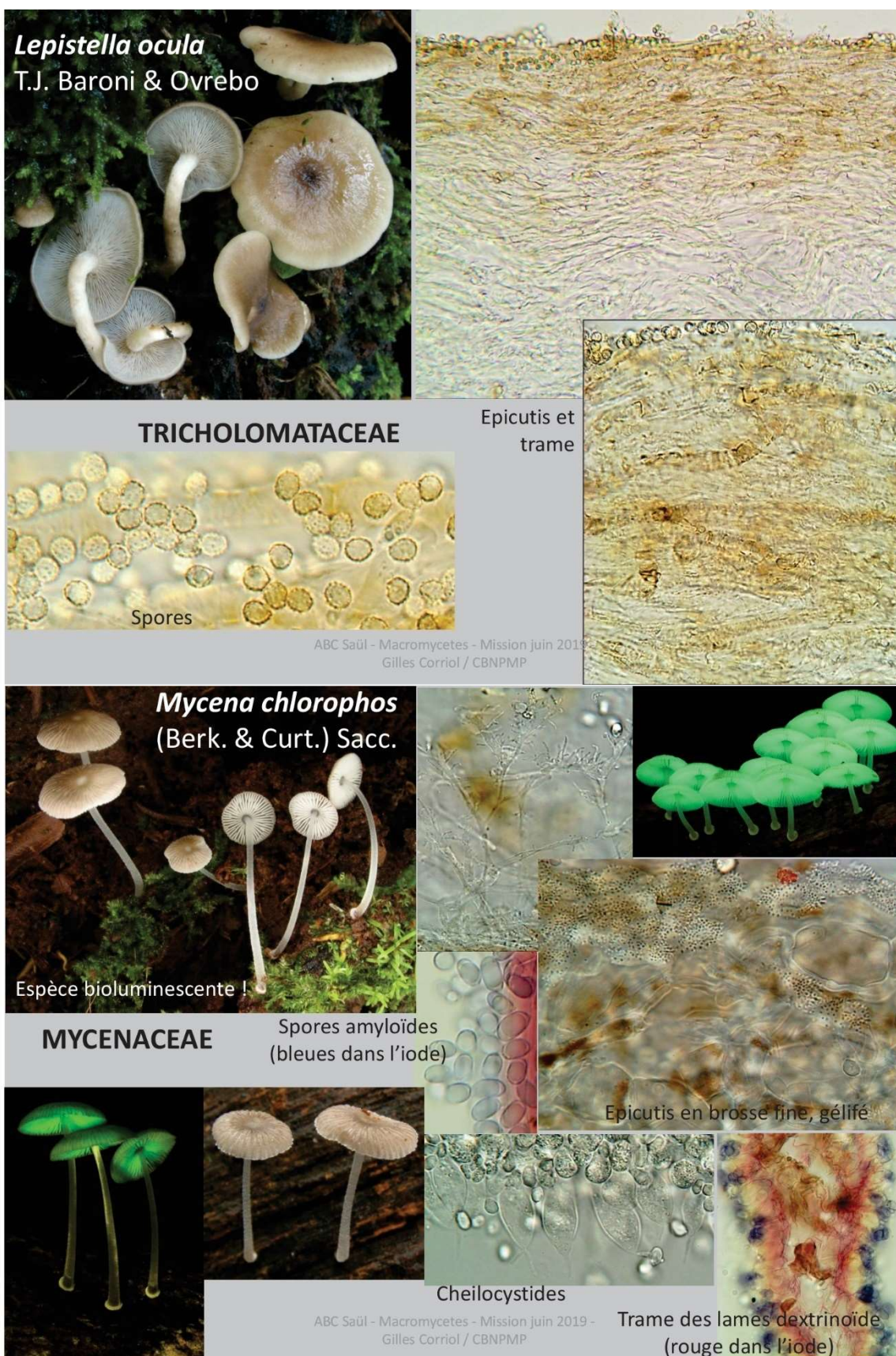


Trogia cantharelloides (Mont.) Par.

MARASMIACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP







Cookeina speciosa (Fr.) Dennis



Cookeina tricholoma (Mont.) Kunze

SARCOSCYPHACEA (ASCOMYCOTA)

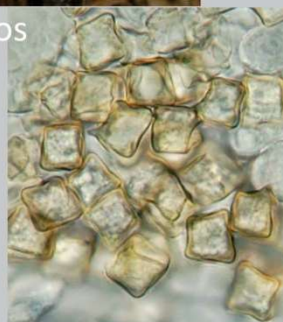
ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Entoloma cervinum (Karstedt & Capelari) Blanco-Dios

ENTOLOMATACEAE

Spores cubiques



Epicutis à pigment vacuolaire



Cheilocystides

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP

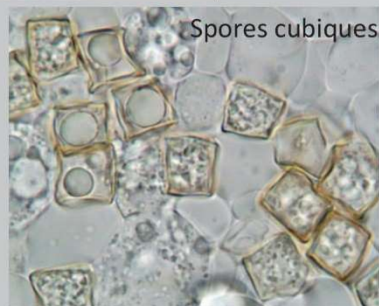


Entoloma davidii Noordel. & Co David



Epicutis

ENTOLOMATACEAE



Spores cubiques



Basides

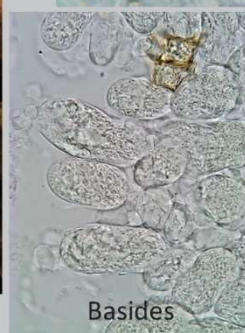
ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Entoloma dragonosporum
(Sing.) E. Horak



Spores



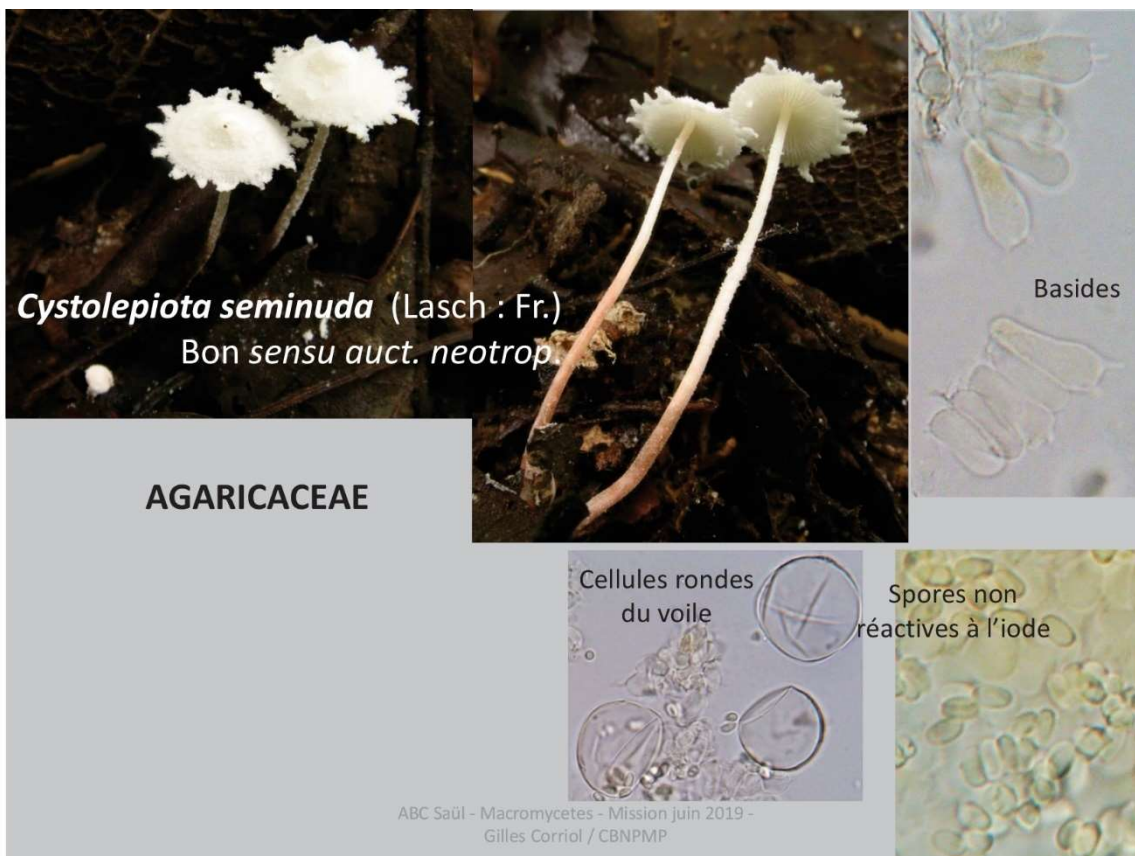
Basides



Cheilocystides

ENTOLOMATACEAE

ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP





Morganella fuliginea (Berk. & Curt.) Kreisel & Dring

AGARICACEAE

Spores brunes
globuleuses, épineuses



Cellules de surface (exopériidium) en chainettes



Paracapillitium (cellules internes)

ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Amanita crebresulca Bas



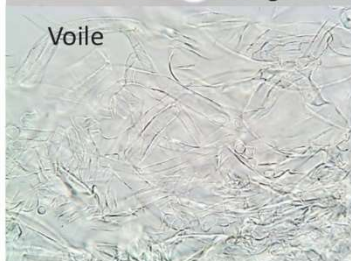
Amanita lanivolva Bas

Spores ellipsoïdes



Spores
subglobuleuses

Voile



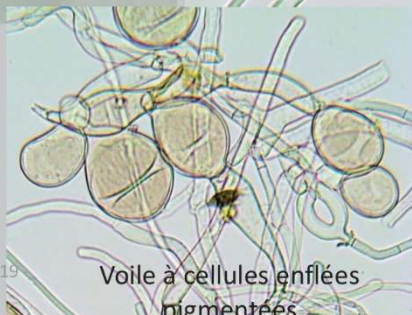
Cloisons non bouclées

AMANITACEAE

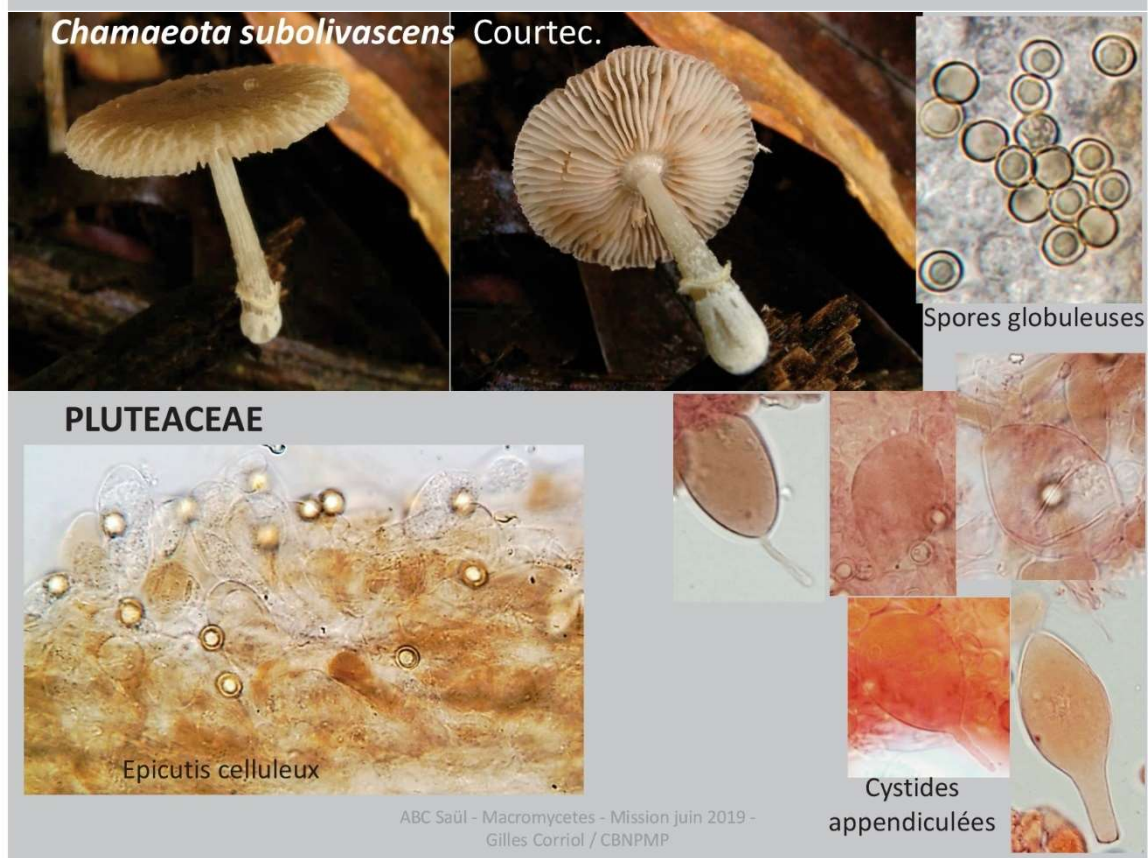
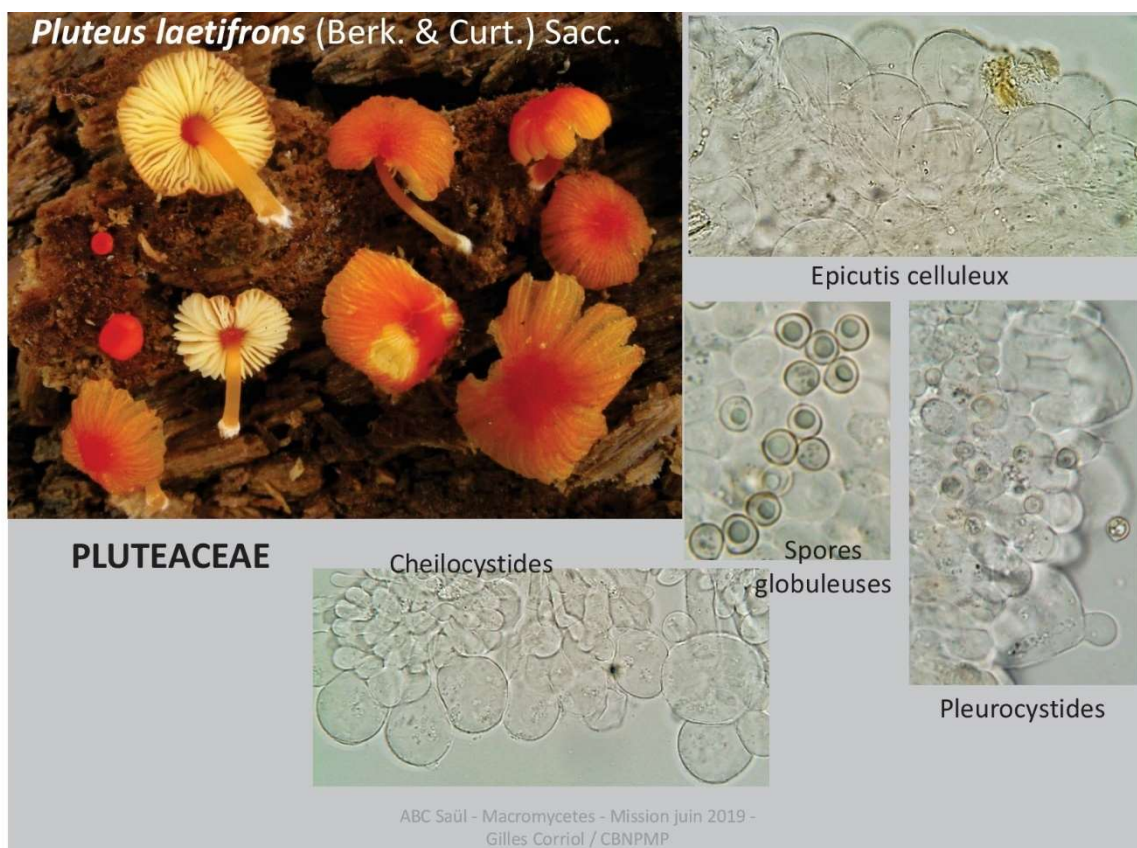
ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Cloisons
bouclées



Voile à cellules enflées
pigmentées





Hypholoma subviride (Berk. & M.A. Curtis)

Dennis

STROPHARIACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Crepidotus flavus
Capelari

Hyménium et spores

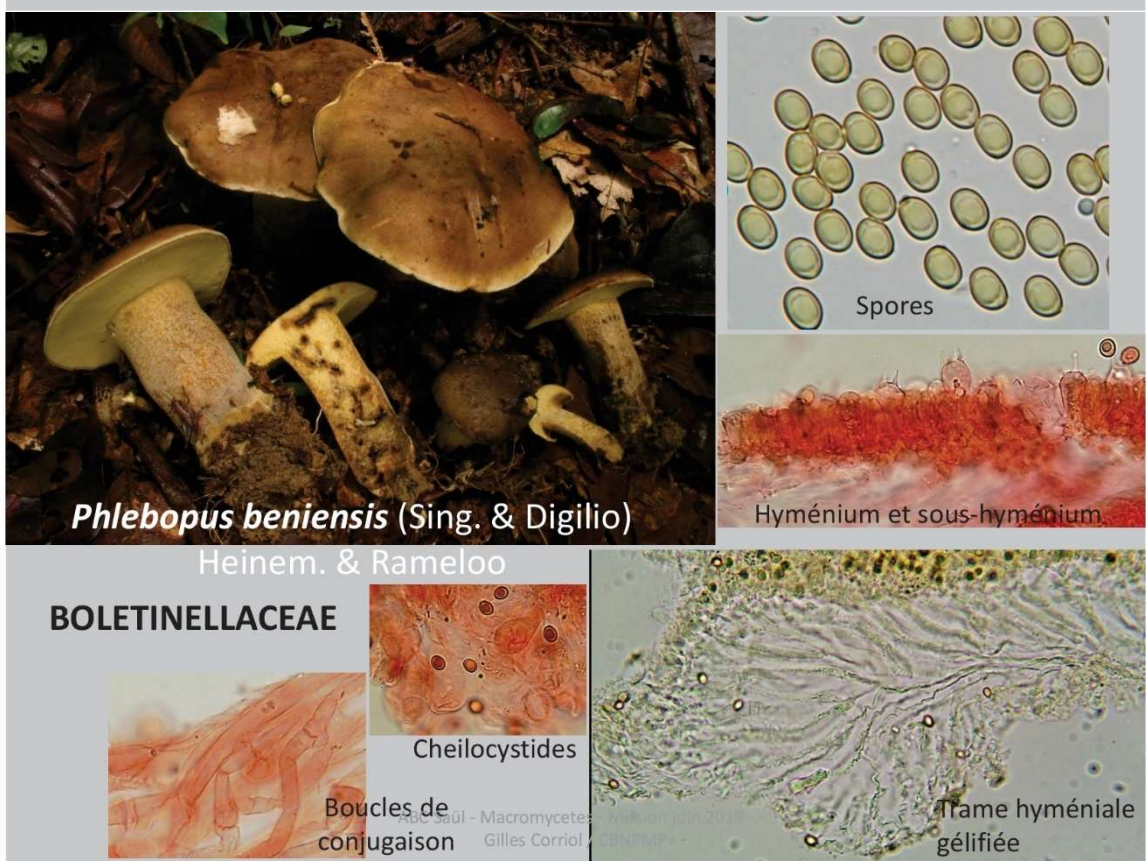
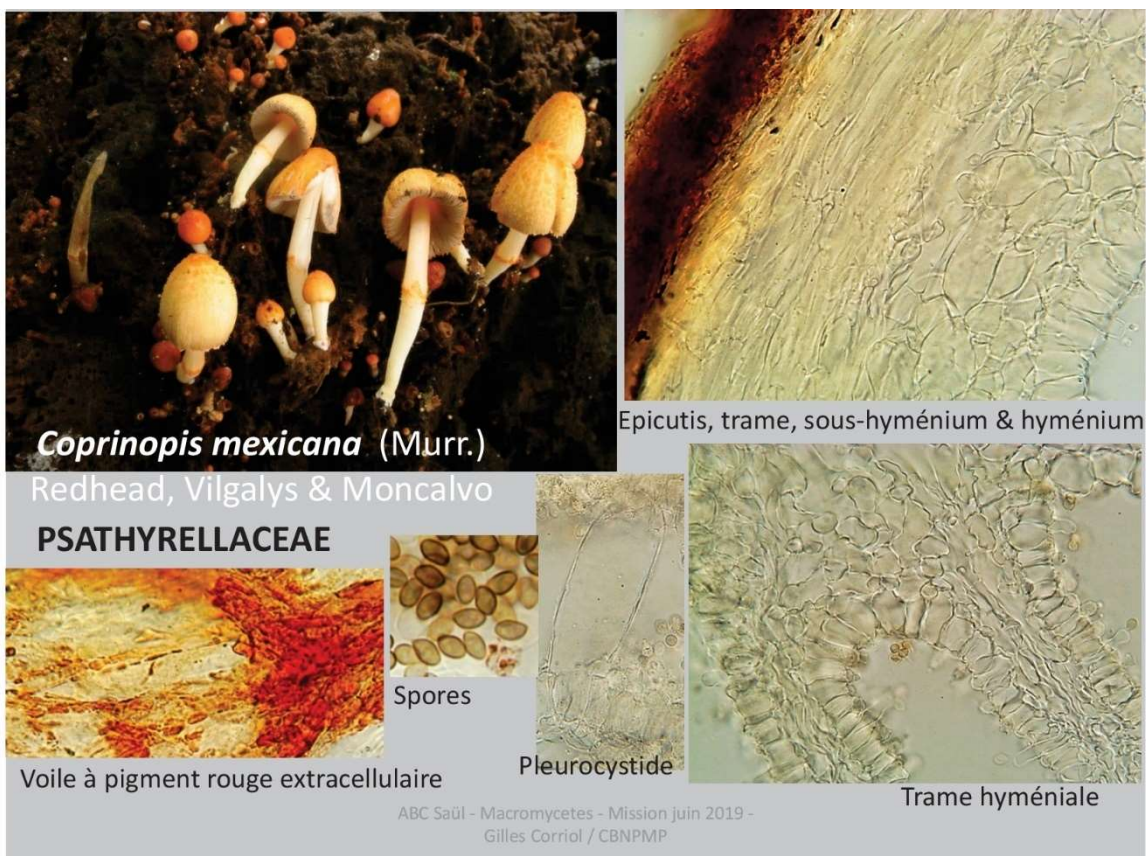
CREPIDOTACEAE

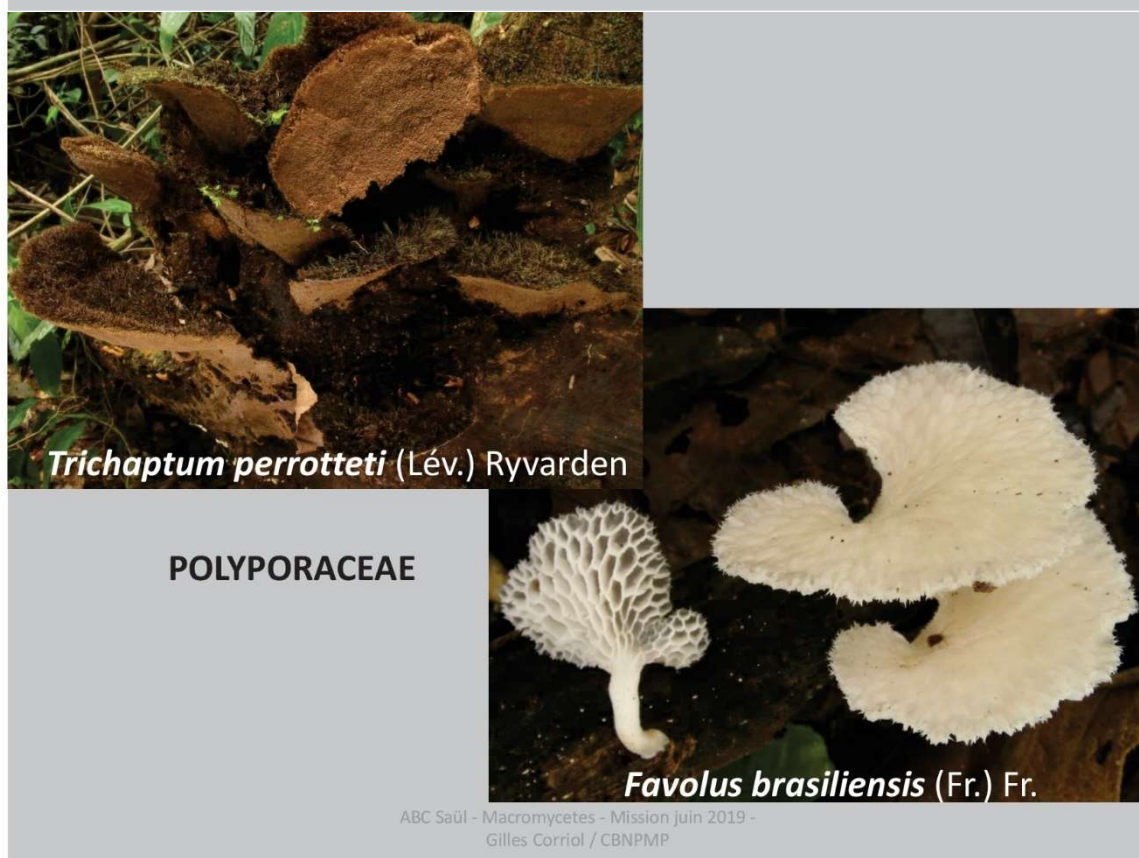
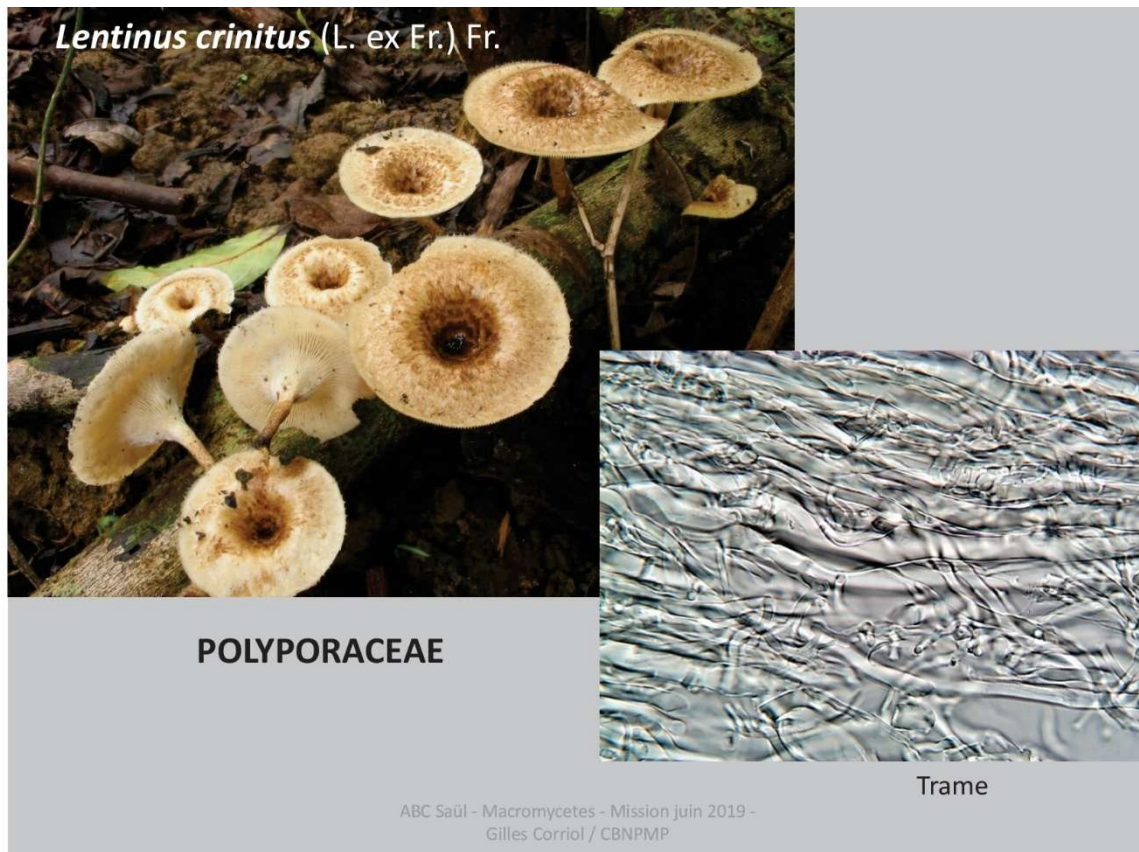


Epicutis

Cheilocystides cristallifères

Mission juin 2019 -
CBNPMP







Cotylidia aurantiaca (Pat.) A.L. Welden

RICKENELLACEAE



Cystides hyméniales et spores



var. *alba* Reid

ABC Saül - M...



Trame



Stereopsis hiscens (rk.) Singer

MERULIACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission jui
Gilles Corriol / CBNPMP



Hyphes sclérifiées, bouclées



Phallus indusiatus Vent.

avec Guêpes consommant la gléba



Phallus aff. *aureolatus*
Trierv.-Per. & de Meijer

Photo : Sébastien Sant (PNAG)

PHALLACEAE

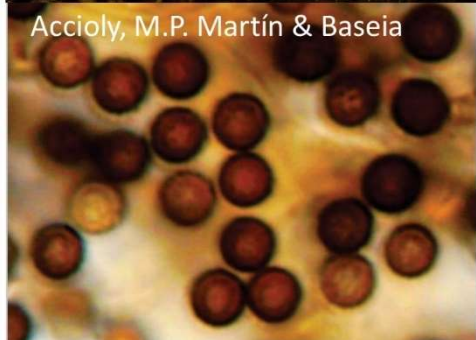
ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



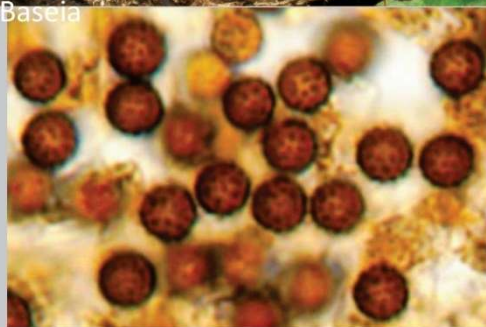
Geastrum neoamericanus J.O. Sousa,
Accioly, M.P. Martín & Baseia



Geastrum echinulatum T.S. Cabral, B.D.B.
Silva & Baseia

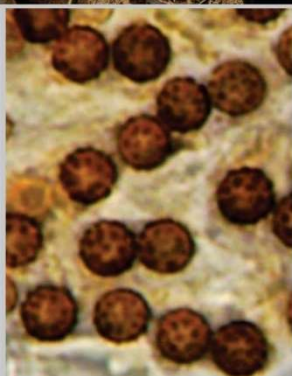


Spores



GEASTRACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Spores

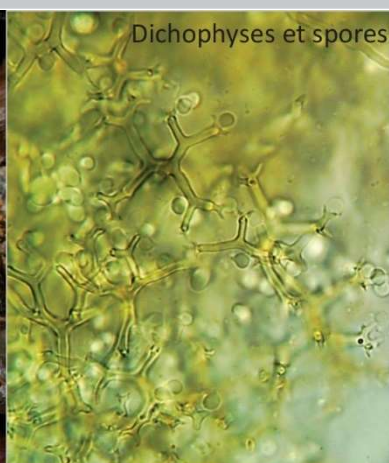
Espèce probablement inédite :
l'interprétation des auteurs
néotropicaux d'une espèce décrite en
Indonésie (*G. javanicum*) est
douteuse.



Spores

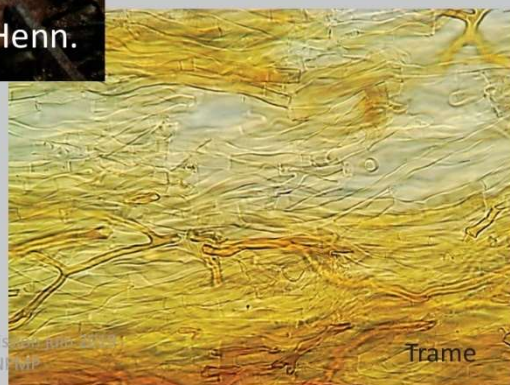
GEASTRACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Dichophyses et spores

LACHNOCLADIACEAE

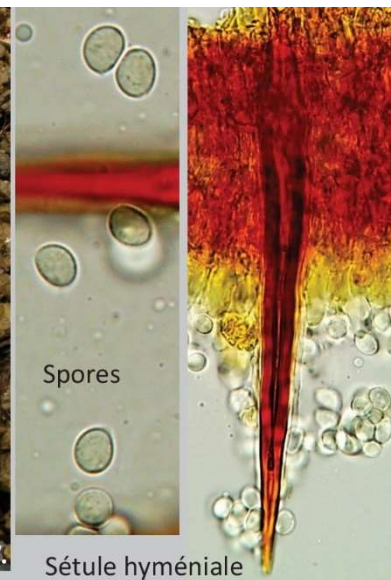


Trame

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Hymenochaete damaecornis Link ex Lév.



Spores

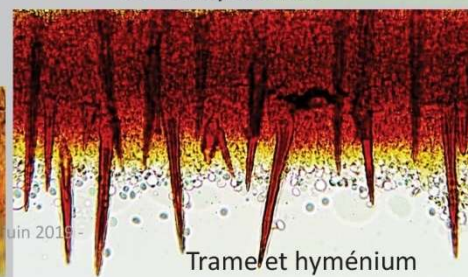
Sétule hyméniale

HYMENOGHAETACEAE



Hyménium

ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



Trame et hyménium



Tremella fuciformis Berk.

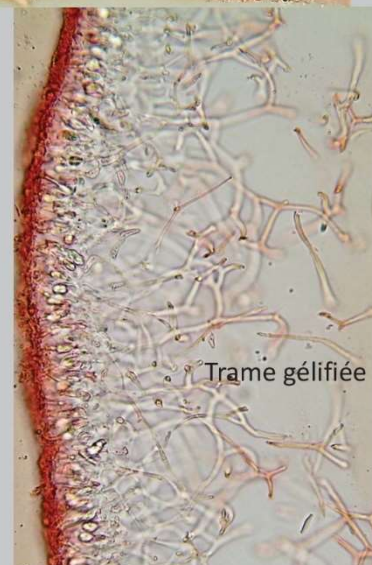


Basides cloisonnées



Spores

TREMELLACEAE



Trame gélifiée

ABC Saül - Macromycètes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP



***Dacryopinax spathularia* (Schweinitz) G.W. Martin**

DACRYMYCETACEAE

ABC Saül - Macromycetes - Mission juin 2019 -
Gilles Corriol / CBNPMP