

Inventaire préliminaire des Xylariales (champignons ascomycètes) autour de Saül (Guyane Française)

Jacques Fournier
Expert indépendant

Résumé

Les résultats présentés ici concernent essentiellement l'ordre des Xylariales ; ils ont été obtenus à la suite de l'inventaire mycologique des environs de Saül entrepris dans le cadre de l'ABC. En 24 jours de prospection répartis sur trois ans (2018–2019–2021), 766 récoltes exploitables ont permis l'identification de 241 espèces différentes, dont 136 espèces connues et 67 espèces nouvelles pour la science ; 18 espèces sont encore à l'étude, dont plusieurs sont potentiellement nouvelles ; 47 espèces connues sont nouvelles pour la Guyane. Les genres les plus représentés sont Xylaria (76 spp.), Hypoxylon (44 spp.) et Camillea (27 spp.). Ces chiffres remarquables, surtout la proportion étonnante d'espèces nouvelles, sont commentés à la lumière des très pauvres connaissances antérieures des Xylariales de Guyane. Ces données préliminaires ne permettent pas de tirer des conclusions sur l'écologie et la répartition des Xylariales à Saül. En revanche, elles suggèrent une diversité potentielle exceptionnelle qui mériterait dans le futur des études approfondies et à long terme.

Mots-clés

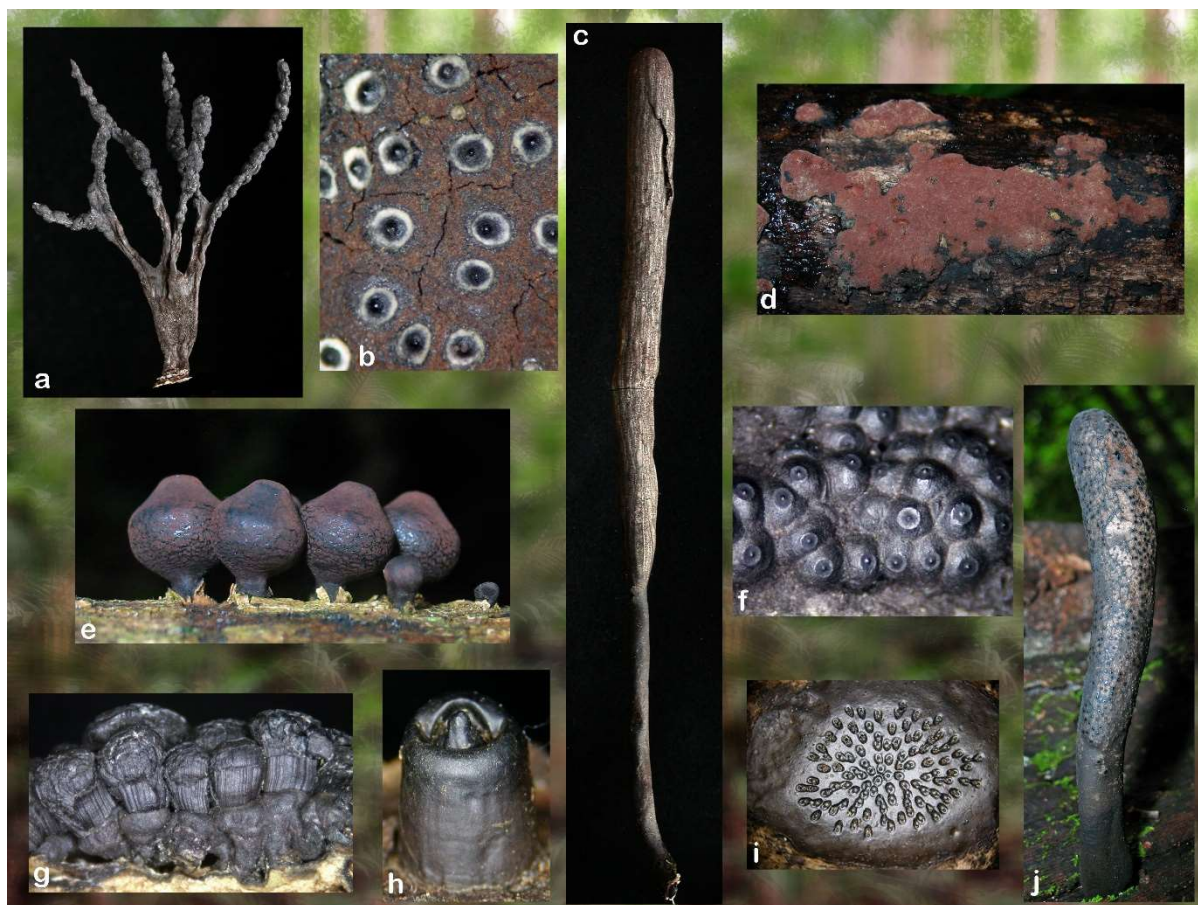
Espèces nouvelles, Graphostromataceae, Hypoxylaceae, mycologie tropicale, néotropiques, Parc amazonien de Guyane, pyrénomycètes, taxonomie, Xylariaceae.

Abstract

The results presented here mainly deal with the order Xylariales; they were obtained from the mycological inventory of the surroundings of Saül undertaken in the context of the ABC. In 24 days of prospection spanning over three years (2018–2019–2021), 766 exploitable collections led to the identification of 241 different species, including 136 known species and 67 species new to science; 18 species are still under investigation, several of which are potentially new; 47 known species are new to French Guiana. The best represented genera are Xylaria (76 spp.), Hypoxylon (44 spp.) and Camillea (27 spp.). These remarkable figures, especially the amazing proportion of new species, are commented on in the light of the very poor previous knowledge of the Guianese Xylariales. These preliminary data do not allow conclusions to be drawn on the ecology and distribution of Xylariales in Saül. However, they do suggest an exceptional potential diversity that would deserve in-depth and long-term studies in the future.

Key-words

Graphostromataceae, Hypoxylaceae, Neotropics, new species, Parc Amazonien de Guyane, pyrenomycetes, taxonomy, tropical mycology, Xylariaceae.



Quelques Xylariales représentatives récoltées à Saül a: *Xylaria* sp. nov.; b: *Annulohypoxyton leptascum* (détail de la surface); c: *Xylaria grammica*; d: *Hypoxyton* sp. nov.; e: *Phylacia poculiformis*; f: *Annulohypoxyton* sp. nov.; g: *Kretzschmaria lucidula*; h: *Camillea mucronata*; i: *Camillea patouillardii*; j: *Xylaria guyanensis*.

Introduction

Les champignons constituent un règne (Fongi) très vaste et diversifié dont l'étude amène inévitablement à une spécialisation plus ou moins poussée dans un groupe taxonomique particulier. J'ai été amené à me spécialiser dans l'étude des ascomycètes (Ascomycota) et particulièrement ceux dont le tissu fertile est contenu dans une structure fermée, formant le groupe informel des pyrénomycètes, en opposition aux discomycètes dont le tissu fertile est exposé à l'air. Les pyrénomycètes eux-mêmes forment un groupe très vaste, au sein duquel l'ordre des Xylariales constitue une entité très richement diversifiée, particulièrement en milieu tropical. Mon expérience des Xylariales néotropicales s'est construite avec passion dans le cadre de missions d'inventaire aux Antilles (Guadeloupe et Martinique) conduites par le Professeur Régis Courtecuisse (Lille), qui se sont succédées de 2003 à 2016. J'ai reçu à cette occasion l'aide et les conseils du Pr. Jack Rogers (USA) et du Dr. Yu-Ming Ju (Taiwan) dont les influences ont été déterminantes. J'ai aussi été familiarisé avec les Xylariales de Guyane par les nombreuses récoltes réalisées entre 2007 et 2010 par mon collègue et ami de longue date Christian Lechat et par une mission de deux

semaines qui s'est déroulée aux Nouragues et à Paracou en 2012, organisée et encadrée par les Drs. Mélanie Roy et Heidi Schimann.

Les Xylariales se distinguent des autres pyrénomycètes par des structures fertiles généralement multiples et groupées dans un organe appelé stroma qui peut être noir ou diversement coloré, étalé, hémisphérique ou érigé, de consistance variable. Elles sont définies par leur caractères microscopiques alliant des asques à paroi mince (unituniqués) pourvus d'un appareil apical bleuissant en présence d'iode et des ascospores unicellulaires, généralement ellipsoïdes, pigmentés et typiquement pourvus d'un sillon germinatif. Les stromas des Xylariales se développent essentiellement sur du bois mort, leur taille souvent réduite et leur couleur généralement terne ne les rendent pas attractifs auprès du grand public comme peuvent l'être les gros basidiomycètes charnus. En outre, leur aspect et leur texture n'évoquent jamais un intérêt gastronomique potentiel, ce qui ne contribue pas à les rendre populaires. Elles ont été pendant longtemps considérées comme de simples saprophytes dont la seule utilité reconnue était de recycler la matière organique des forêts, une tâche certes très utile mais pas très glorieuse comparée à celles des basidiomycètes mycorrhiziens qui établissent des



symbioses remarquables avec les racines des végétaux. Les symbioses mycorhiziennes sont largement étudiées et documentées, surtout dans les forêts tempérées.

En milieu néotropical, le tableau est différent. Les basidiomycètes sont de taille modeste, peu prolifiques et les espèces ectomycorhiziennes sont rares. Au contraire, les Xylariales sont très abondantes et diverses et finissent parfois par attirer l'attention des naturalistes ou des randonneurs, surtout les espèces du genre *Xylaria* à stromas robustes. Leur statut en tant qu'acteurs dans l'écologie des forêts néotropicales a considérablement changé depuis quelques décennies lorsqu' a été mise en évidence leur présence à grande échelle dans les végétaux vivants et sains avec lesquels elles établissent une forme de symbiose appelée endophytisme (Arnold & Herre, 2003 ; Fungal Diversity special issue, 2011; Bills *et al.*, 2012 ; U'ren *et al.*, 2016 ; Thomas *et al.*, 2019). Le formidable arsenal de métabolites secondaires produit par le mycélium des ascomycètes endophytes profite aux végétaux et contribue largement à leur santé et leur croissance (Strobel, 2018). Il a été montré que de nombreuses molécules à action pharmacologique attribuées aux plantes sont en fait élaborées pas les champignons endophytes. Certains sont déjà utilisés dans le cadre de la lutte biologique contre des maladies d'origine fongique (Mejia *et al.*, 2008). Tous les groupes de pyrénomycètes sont susceptibles d'endophytisme mais en milieu tropical les Xylariales et les Hypocréales (traitées par Christian Lechat) ont une place prépondérante.

Les premières connaissances sur les Xylariales de Guyane remontent à la période 1835–1855 pendant laquelle les récoltes de F.M.R. Leprieur ont été identifiées et publiées par Montagne (1840; 1845; 1854). Dans leur monographie du genre *Hypoxylon*, Ju & Rogers (1996) ont répertorié 14 espèces de Guyane, dont trois espèces nouvelles (deux récoltées à Saül par G.J. Samuels). Courtecuisse *et al.* (1996) ont le mérite d'avoir publié un inventaire bibliographique des champignons connus de Guyane dans lequel les Xylariales sont bien représentées mais les nombreuses révisions taxonomiques intervenues depuis cette date compliquent un peu son usage.

Nos récentes contributions ont permis de répertorier, aux Nouragues et à Paracou, treize espèces d'*Hypoxylon* dont six nouvelles (Fournier & Lechat, 2015) et six espèces d'*Annulohypoxylon* dont trois nouvelles (Fournier & Lechat, 2016). Depuis les travaux de Montagne il y a plus d'un siècle et demi, aucune nouvelle donnée taxonomique n'a été apportée aux genres *Camillea* et *Xylaria* en Guyane, pourtant largement représentés dans notre étude. C'est pourquoi je présente mes résultats comme ceux d'un inventaire modestement préliminaire, très loin de prétendre être exhaustif.

Méthodologie

Les récoltes réalisées au cours de trois missions proviennent des alentours du village, essentiellement au départ du Sentier des Gros Arbres, plus quelques incursions au départ des sentiers de Roche-Bateau et des Monts-La-Fumée. Le bois mort récolté provient des bords des sentiers, des layons secondaires et des chablis proches. La grande richesse de ces stations m'a incité à les explorer de façon approfondie, au détriment, par manque de temps, d'autres stations un peu plus éloignées du bourg dont la richesse mériterait également d'être explorée et comparée à celle mise en évidence dans cette étude.

La récolte et l'identification des Xylariales demandent des approches spécifiques. Je joins en annexe le protocole suivi en prenant pour exemple un *Hypoxylon* commun en Juin 2019 autour de Saül (Annexe 3). L'identification s'appuie sur la combinaison du plus grand nombre possible de caractères, la plupart observés à l'aide d'une loupe binoculaire ou d'un microscope. Cela exclut l'identification d'après des photos sur le terrain, parfois préconisée mais irréaliste pour les petits ascomycètes car les deux seuls caractères mis en évidence sur une (bonne) photo sont la forme et la couleur qui sont en général insuffisamment informatifs. De plus amples détails méthodologiques peuvent être consultés dans Fournier *et al.* (2018a).

Les récoltes de Diatrypaceae, Graphostromataceae et Hypoxylaceae ont été cultivées par Christian Lechat et la plupart des résultats de séquençage ont été réalisés au CIRM de Marseille. Les méthodes de culture, d'extraction et de séquençage de l'ADN, ainsi que les méthodes des analyses phylogénétiques sont détaillées dans le compte-rendu de C. Lechat et dans ses articles taxonomiques. Les récoltes de *Xylaria*, *Kretzschmaria* et de certains *Hypoxylon* ont été et vont être cultivées et séquencées dans le laboratoire du Dr. Yu-Ming Ju, Academia Sinica, Taiwan et déposées dans l'herbier de cette université (HAST).

Résultats et commentaires

Le tableau 1 présente une synthèse chiffrée de mes résultats. On peut noter d'abord le grand nombre de récoltes effectuées (791 au total, 33 par jour en moyenne), qui reflète la richesse fongique des sites explorés mais aussi les conditions favorables dans lesquelles s'est déroulé le travail de terrain, dues essentiellement à la proximité des sites qui a permis de longues matinées de prospection, environ 5 h quotidiennes.

136 espèces ont pu être identifiées (Annexe 1), soit 56% des récoltes exploitables. Ce faible pourcentage d'identification s'explique par la présence de très nombreuses espèces nouvelles pour la science (67, soit 28% des récoltes exploitables) et de 38 espèces douteuses encore à l'étude (16% des récoltes

exploitables). Cette dernière catégorie regroupe des espèces dont l'identification nécessite des données moléculaires non encore disponibles, des récoltes atypiques, mais aussi des espèces proches d'espèces mal connues ou mal définies qui demandent des investigations supplémentaires.

Sur les 136 espèces identifiées, 48 apparaissent nouvelles pour la Guyane après recherche bibliographique (Annexe 2). A ce chiffre s'ajouteront les espèces nouvelles au fur et à mesure de leur publication. A noter que trois espèces nouvelles, *Ericboehmia saulensis* (Gardiennet *et al.*, 2019), *Hypoxyton hepaticolor* (Fournier & Miller, 2020) et *Sriatosphaeria castanea* (Réblová *et al.*, 2020) ont été publiées en 2019 et 2020 avant la fin de la mission.

Ces résultats peuvent être interprétés de différentes manières.

En premier lieu, on ne peut que s'étonner du nombre élevé d'espèces nouvelles dans les quatre genres les mieux représentés, *Annulohypoxyton*, *Xylaria*, *Hypoxyton* et *Camillea* (tableaux 2 à 4). On peut y voir soit la preuve d'une exceptionnelle biodiversité présente autour du bourg de Saül, soit la preuve d'une grande misère de la mycologie tropicale. Les deux interprétations sont pertinentes et, loin de s'opposer, se complètent et illustrent bien la difficulté de la tâche qui reste à accomplir.

Tableau 1. Synthèse des résultats

D: nombre d'espèces différentes par année

E: nouveautés pour la Guyane par année (entre parenthèses espèces non présentes l'année précédente, additionnées au final)

G: nombre corrigé d'espèces nouvelles, en éliminant les récoltes multiples d'une même espèce

I: nombre corrigé de récoltes douteuses encore à l'étude, en éliminant les récoltes multiples d'une même espèce

J: nombre total d'espèces inventoriées incluant espèces identifiées, espèces nouvelles et espèces encore non identifiées

	Août 2018 (7 jours)	Juin 2019 (7 jours)	Mars-Avril 2021 (10 jours)	cumuls
A Nombre brut de récoltes	212	255	324	791
B récoltes exploitables	203	243	320	766
C récoltes identifiées (% = C/B)	156 (77%)	162 (67%)	212 (66%)	
D espèces différentes identifiées (% = D/J)	72	78	75	136 (56%)
E nouveautés pour la Guyane	22	20 (11)	27 (15)	48
F récoltes d'espèces nouvelles (% = F/B)	38 (19%)	61 (25%)	83 (26%)	182
G nb espèces nouvelles différentes (% = G/I)	26	32	43	67 (28%)
H nb récoltes douteuses	11	19	27	58
I nb espèces douteuses (% = I/J)	6	16	19	38 (16%)
J nb total d'espèces différentes D + G + I	104	126	137	241

Tableau 2 : Récapitulatif des récoltes de Xylariales

espèces nouvelles pour la science
espèces nouvelles pour la Guyane
espèces douteuses

Genres	Espèces
Xylaria	adscendens
Xylaria	alboareolata
Xylaria	apeibae
Xylaria	arbuscula
Xylaria	arbuscula var. plenofissura
Xylaria	atrosphaerica
Xylaria	cantareirensis
Xylaria	cf arbuscula
Xylaria	cf cuneata
Xylaria	cf globosa
Xylaria	coccophora
Xylaria	comosa
Xylaria	comosoides
Xylaria	cubensis
Xylaria	cuneata
Xylaria	curta

Genres	Espèces
Xylaria	enterogena
Xylaria	flabelliformis
Xylaria	globosa
Xylaria	grammica
Xylaria	guyanensis
Xylaria	heliscus
Xylaria	inathinovelutina
Xylaria	kegeliana
Xylaria	martinicensis var microspora
Xylaria	moelleroclavus
Xylaria	multiplex
Xylaria	multiplex var. microsperma
Xylaria	muscula
Xylaria	nelumboniformis
Xylaria	olobapha
Xylaria	papillatoides



Genres	Espèces
Xylaria	rhytidophloea
Xylaria	rhytidosperma
Xylaria	rickii
Xylaria	schweinitzii
Xylaria	scruposa
Xylaria	sp cf 16
Xylaria	sp cf 18
Xylaria	sp cf gracillima
Xylaria	sp cf H. verrucosum
Xylaria	sp cf muscandae
Xylaria	sp cf scruposa
Xylaria	sp nov 01
Xylaria	sp nov 02
Xylaria	sp nov 03
Xylaria	sp nov 04
Xylaria	sp nov 05
Xylaria	sp nov 06
Xylaria	sp nov 07
Xylaria	sp nov 08
Xylaria	sp nov 09
Xylaria	sp nov 10
Xylaria	sp nov 11

Genres	Espèces
Xylaria	sp nov 12
Xylaria	sp nov 13
Xylaria	sp nov 14
Xylaria	sp nov 15
Xylaria	sp nov 16
Xylaria	sp nov 17
Xylaria	sp nov 18
Xylaria	sp nov 19
Xylaria	sp nov 20
Xylaria	sp nov 21
Xylaria	sp nov 22
Xylaria	sp nov 23
Xylaria	sp nov 24
Xylaria	sp nov 25
Xylaria	sp nov 26
Xylaria	sp nov 27
Xylaria	sp nov 28
Xylaria	sp nov 29
Xylaria	sp nov 30
ylaria	squamulosa
Xylaria	telfairii
Xylaria	tuberoides

Tableau 3 : Récapitulatif des récoltes d'Annulohypoxyloons

Espèces nouvelles pour la Guyane
Espèces nouvelles pour la science

Genres	Espèces
Annulohypoxyton	atorroseum
Annulohypoxyton	leptascum
Annulohypoxyton	nitens
Annulohypoxyton	sp nov 1
Annulohypoxyton	sp nov 2
Annulohypoxyton	sp nov 3

Genres	Espèces
Annulohypoxyton	sp nov 4
Annulohypoxyton	sp nov 6
Annulohypoxyton	sp nov 7
Annulohypoxyton	stygium

Tableau 4 : Récapitulatif des récoltes d'Hypoxyloons et de Camilleas

Espèces nouvelles pour la science
Espèces nouvelles pour la Guyane
Espèces douteuses

Genres	Espèces
Hypoxyton	aeruginosum
Hypoxyton	arawakianum
Hypoxyton	dieckmanii
Hypoxyton	dussii
Hypoxyton	fendleri
Hypoxyton	fusoideosporum
Hypoxyton	gilbertsonii
Hypoxyton	haematostroma
Hypoxyton	hepaticolor sp nov 06
Hypoxyton	hypomiltum
Hypoxyton	investiens
Hypoxyton	lenormandii

Genres	Espèces
Hypoxyton	musceum
Hypoxyton	rickii
Hypoxyton	samuelsii
Hypoxyton	sepiaceum
Hypoxyton	sp
Hypoxyton	sp
Hypoxyton	sp
Hypoxyton	sp cf cinnabarinum sp 2
Hypoxyton	sp cf hypomiltum
Hypoxyton	sp nov 01
Hypoxyton	sp nov 02
Hypoxyton	sp nov 03

Genres	Espèces
Hypoxylon	sp nov 04
Hypoxylon	sp nov 05
Hypoxylon	sp nov 07
Hypoxylon	sp nov 08
Hypoxylon	sp nov 09
Hypoxylon	sp nov 10
Hypoxylon	sp nov 11
Hypoxylon	sp nov 12
Hypoxylon	sp nov 13
Hypoxylon	sp nov 14
Hypoxylon	sp nov 15
Hypoxylon	sp nov 16
Hypoxylon	sp nov 17
Hypoxylon	sp nov 18
Hypoxylon	sp nov 19
Hypoxylon	subgilvum
Hypoxylon	subgilvum var microsporum
Hypoxylon	subtrugodes
Hypoxylon	trugodes
Hypoxylon	verruciperisporium
Camillea	cyclisca
Camillea	cyclops
Camillea	fossulata
Camillea	hainesii

Une lecture plus approfondie des résultats amène à d'autres surprises.

A côté de ces nombreuses espèces nouvelles, qu'il reste à décrire, on peut remarquer l'absence de certaines espèces néotropicales ou pantropicales communes qu'il n'aurait pas été surprenant de récolter pendant cet inventaire. On peut aussi noter que certains genres (*Biscogniauxia*, *Nemania*, *Rosellinia*) sont très largement sous-représentés dans nos résultats (tableau 5) par rapport à ce qui a été observé aux Antilles où ils sont abondants et riches en espèces nouvelles (tableau 6) (Fournier *et al.*, 2015; 2016; 2017a; 2017b; 2018b; 2019; 2020; Stadler *et al.*, 2014). Je n'ai pas de réponse satisfaisante à ces constatations, sinon peut-être en se référant aux observations citées dans le paragraphe suivant.

Les tableaux 2 à 5 montrent en effet une grande hétérogénéité dans la fréquence des espèces en fonction des années et des saisons. Peu d'espèces ont été récoltées régulièrement lors des trois missions, beaucoup peuvent être abondantes une année et rares ou absentes les autres années.

Cette apparente incohérence peut s'expliquer par le fait que ce que l'on appelle communément "champignon" n'est en fait que l'organe reproducteur d'un organisme invisible à l'œil nu, composé de

Genres	Espèces
Camillea	heterostoma
Camillea	heterostoma var. microspora
Camillea	labellum f. stipitée
Camillea	labellum typique
Camillea	leprieurii
Camillea	macrostoma
Camillea	mexicana
Camillea	mucronata
Camillea	obularia
Camillea	ovalispora
Camillea	patouillardii
Camillea	sp nov 1
Camillea	sp nov 2
Camillea	sp nov 3
Camillea	sp nov 4
Camillea	sp nov 5
Camillea	sp nov 6
Camillea	sp nov 7
Camillea	stellata
Camillea	sulcata
Camillea	cf. sulcata
Camillea	tinctor
Camillea	venezuelensis

nombreux filaments très minces (le mycélium), qui colonisent la matière organique végétale morte (saprophytisme) ou vivante (endophytisme). L'apparition de la phase reproductive est aléatoire, directement liée aux conditions environnementales ou peut-être à d'autres conditions encore ignorées et ne reflète que de façon imparfaite la présence d'une espèce sur un site. Les espèces citées dans cet inventaire ne représentent que celles qui sont en phase reproductive au moment de leur récolte et ont pu être identifiées grâce aux caractères morphologiques de leurs fructifications. De nombreuses espèces peuvent être présentes dans l'environnement et passer inaperçues au moment de l'inventaire faute de structures reproductives visibles, qu'il faut bien se garder de considérer comme absentes. Il faut donc éviter d'appliquer aux champignons les grilles de lecture des inventaires botaniques et leurs conclusions, et rester très modeste quant aux possibles corrélations entre la présence des champignons et les différents habitats rencontrés.

Enfin, une autre surprise concerne l'absence dans cet inventaire des représentants des Dothideomycètes signalés par Huhndorf (1997) à la suite de missions de terrain à Saül en 1986, 1987 et 1989. Il s'agit pourtant d'espèces relativement visibles et appartenant à des genres que je connais bien pour les avoir déjà rencontrés aux Antilles.



Tableau 5 : Récapitulatif des récoltes d'Hypoxyloles et de Camilleas

Espèces nouvelles pour la science
Espèces nouvelles pour la Guyane
Espèces douteuses

Genres	Espèces
Astrocystis (X)	sublimbata
Biscogniauxia (G)	grenadensis
Biscogniauxia	martinicensis
Biscogniauxia	philippinensis
Daldinia (H)	rehmii
Diatrype (D)	sp cf costesi
Diatrype	sp nov?
Diatrype	sp nov?
Diatrype	sp nov?
Diatrypella (D)	atlantica
Echinomyces (D)	obesa
Eutypa (D)	sp nov
Eutypa	sp
Eutypa	sp
Eutypella (D)	citricola
Hypomontagnella (H)	monticulosa
Kretzschmaria (X)	clavus
Kretzschmaria	curvirima
Kretzschmaria	cyclopica
Kretzschmaria	lucidula
Kretzschmaria	macrosperma
Kretzschmaria	micropus
Kretzschmaria	pavimentosa
Kretzschmaria	sandvicensis
Kretzschmaria	sp cf pavimentosa

Genres	Espèces
Kretzschmaria	sp nov 1
Kretzschmariella(X)	culmorum
Leprieuria (X)	bacillum
Nemania (X)	bipapillata
Nemania	diffusa
Nemania	immersidiscus
Nemania	sp nov 1
Nemania	sp nov 2
Nemania	subaenea
Peroneutypa (D)	scoparia
Phylacia (H)	bomba
Phylacia	bomba var macrospora
Phylacia	cf bomba
Phylacia	cf surinamensis
Phylacia	poculiformis
Phylacia	sp nov
Pyrenopolyporus (H)	hunteri
Pyrenopolyporus	symphyon
Rosellinia (X)	perusensis
Rosellinia	saccasii
Rosellinia	sp nov
Seynesia (X)	erumpens
Stilbohypoxylole (X)	immundum
Stilbohypoxylole	quisquiliarum
Thamnomycetes (H)	rostratus

Tableau 6. Nombres d'espèces dans trois genres peu représentés à Saül comparé avec ceux observés aux Antilles (Fournier et al., 2017a; 2018; 2017b).

		<i>Biscogniauxia</i>	<i>Nemania</i>	<i>Rosellinia</i>
Saül 2018-2021	nb total d'espèces	3	6	3
	espèces nouvelles	0	2	1
Antilles 2003-2016	nb total d'espèces	14	16	16
	espèces nouvelles	4	9	7



Conclusion

Malgré la richesse de ses résultats et sa durée étalée sur trois ans, cette étude ne prétend en aucun cas présenter un inventaire exhaustif des Xylariales de Saül. Son principal intérêt est de mettre en évidence une diversité potentielle impressionnante qui n'a été qu'effleurée au cours de ces trois missions. Parallèlement, le pourcentage important d'espèces qui n'ont pu être identifiées montre la faiblesse des connaissances actuelles dans le domaine de la mycologie tropicale. Je pense rejoindre là l'opinion de mes collègues impliqués dans d'autres groupes fongiques pendant ces missions.

Par sa situation privilégiée et son relief varié, la présence de nombreux sentiers et layons entretenus permettant l'accès à la forêt en toute sécurité, Saül s'est révélé un site très favorable à nos activités naturalistes. S'y ajoutent la bienveillance des habitants de Saül et du personnel de la Maison du Parc, et la qualité de l'hébergement.

Perspectives

La question posée par cette conclusion est clairement : comment donner suite à cette étude préliminaire et fragmentaire qui, compte tenu du peu de stations explorées, laisse entrevoir un véritable trésor potentiel de biodiversité fongique à l'échelle de la Guyane?

Tout d'abord, quel intérêt offre la connaissance des Xylariales dans les forêts guyanaises ? A côté de leur rôle important dans la dégradation de la matière organique d'origine végétale, leur aptitude à coloniser toutes les plantes vivantes pour y établir des symbioses en tant qu'endophytes, et leur aptitude à élaborer de nombreux métabolites secondaires profitables au développement de ces plantes, les Xylariales contribuent à la santé et à l'équilibre des écosystèmes forestiers. Ces connaissances sont encore parcellaires et nécessitent, pour se développer, une meilleure connaissance des organismes fongiques impliqués et de leur répartition. L'identification de l'ADN fongique que l'on sait extraire de l'environnement (sol, bois mort, plantes vivantes) est le plus souvent rendue impossible ou très approximative par le manque de séquences de référence, qui ne peuvent être obtenues qu'à partir d'espèces correctement identifiées.

Mettre en évidence, comprendre et documenter les interactions des champignons, et notamment des Xylariales, avec leurs hôtes passe nécessairement par l'étude et l'identification de leurs stades sexués rencontrés dans la nature, suivies de leur séquençage pour construire des bases de données fiables. Il faut donc combiner l'approche taxonomique et l'approche moléculaire (séquençage).

Le séquençage, maintenant robotisé, demande auparavant des moyens techniques, matériels et

humains pour la mise en culture *in vitro*, l'extraction et l'amplification de l'ADN. C'est un domaine de pratique courante, très largement réalisé par beaucoup de laboratoires à l'échelle mondiale, dont l'efficacité repose tout de même sur l'expérience, la rigueur et le professionnalisme des techniciens qui en sont chargés.

En revanche, la taxonomie des champignons, surtout en milieu tropical où elle est particulièrement complexe et mal connue, est bien le facteur limitant qui devrait être développé. L'enseignement universitaire en a été largement abandonné depuis longtemps, surtout dans le domaine des Ascomycètes, d'autant plus s'ils sont de petite taille et non comestibles. C'est pourtant parmi eux que résident la grande majorité des champignons endophytes.

Les missions ponctuelles telles que celles auxquelles nous avons participé dans le cadre de l'ABC de Saül consistent à faire venir des experts de métropole; elles peuvent être fructueuses, nous l'avons vu, mais présentent aussi deux inconvénients majeurs.

Elles sont coûteuses par les frais de déplacement qu'elles entraînent, mais surtout limitées dans le temps et aléatoires car le choix de la période se fait longtemps à l'avance et tient plus compte de la disponibilité des experts que des conditions météorologiques en cours; en outre elles supposent que les experts seront opérationnels durant toute la durée de leur mission tout en étant à la merci de défaillances physiques, d'accidents ou de maladies diverses et souvent mystérieuses.

L'alternative qu'il serait possible d'envisager est la formation d'experts-résidents, habitués au climat et à la vie en forêt, habitués à la flore locale et aux espèces fongiques indigènes, et à même de visiter les stations aux moments les plus favorables et de façon répétée dans le temps.

A plus long terme, compte tenu des faibles connaissances mycologiques dans une grande partie de la zone caraïbe et de la zone amazonienne, ces nouveaux experts pourraient à leur tour faire rayonner leur connaissance et former des étudiants lors de stages organisés en Guyane, pourquoi pas à Saül qui présente de nombreux atouts.

Remerciements

Outre tous mes amis et collègues qui ont participé à ces missions, je tiens à remercier tout particulièrement Audrey "cochon-bwa" Thonnell pour avoir organisé ces trois missions avec efficacité et pour son aide précieuse sur le terrain en Avril 2021, sans oublier l'équipe de la Maison du Parc et tous les habitants de Saül rencontrés pour leur accueil bienveillant.



Références

- ARNOLD A. & HERRE E., 2003. Canopy cover and leaf age affect colonization by tropical fungal endophytes: Ecological pattern and process in *Theobroma cacao* (Malvaceae). *Mycologia*, 95(3): 388–398 doi:10.1080/15572536.2004.11833083.
- BILLS G.F., GONZALEZ-MENENDEZ V., MARTIN J., PLATAS G., FOURNIER J. *et al.*, 2012. *Hypoxylon pulicicidum* sp. nov. (Ascomycota, Xylariales), a Pantropical Insecticide-Producing Endophyte. PLoS ONE 7(10): e46687. doi 10.1371/journal.pone.0046687
- COURTECUISSÉ R, SAMUELS G.J., HOFF M., ROSSMAN A.Y., CREMERS G., HUHDORF S.M. & STEPHENSON S.L., 1996. Check-list of fungi from French Guiana. "Studies in the Flora of the Guianas n° 80". *Mycotaxon*, 57: 1–85
- FOURNIER J. & LECHAT C., 2015. New, rarely recorded and unsettled species of *Hypoxylon* (Xylariaceae) from French Guiana. *Ascomycete.org*, 7 (2): 63–96
- FOURNIER J. & LECHAT C., 2016. Some *Annulohypoxylon* spp. (Xylariaceae) from French Guiana, including three new species. *Ascomycete.org*, 8(1): 33–53
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2015. The genus *Hypoxylon* (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (French West Indies). *Ascomycete.org*, 7(5): 145–212
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2016. The genus *Annulohypoxylon* (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (FWI). *Ascomycete.org.*, 8(4): 127–156
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2017a. The genus *Biscogniauxia* (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (FWI). *Ascomycete.org.*, 9(3) : 67–99
- FOURNIER J., LECHAT C., COURTECUISSÉ R. & MOREAU P.-A., 2017b. The genus *Rosellinia* (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (FWI). *Ascomycete.org.*, 9(6): 171–208
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2018a. The genera *Kretzschmariella* and *Nemania* (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (FWI). *Ascomycete.org*, 10(1): 1–47. doi: 10.25664/ART-0226
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2018b. The genus *Xylaria* sensu lato (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (French West Indies). I. Taxa with penzigoid stromata. *Ascomycete.org*, 10(4): 131–176. 10.25664/ART-0226
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2019. The genus *Xylaria* sensu lato (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (French West Indies). II. Taxa with robust upright stromata. *Ascomycete.org*, 11(3): 75–113. doi: 10.25664/ART-0263
- FOURNIER J., LECHAT C. & COURTECUISSÉ R., 2020. The genus *Xylaria* sensu lato (Xylariaceae) in Guadeloupe and Martinique (French West Indies) III. Taxa with slender upright stromata. *Ascomycete.org*, 12(3): 81–164. doi: 10.25664/ART-0302
- FOURNIER J. & A.N. MILLER., 2020. *Hypoxylon hepaticolor* J. Fourn. & A.N. Mill. sp. nov. Fungal Planet description sheets 1112–1181: 1157. *Persoonia*, 45: 356–357. doi: 10.3767/persoonia.2020.45.10
- Fungal Diversity* special issue, 47: 1–118 (11 articles). 2011
- GARDIENNET A., LECHAT C. & FOURNIER J., 2019. *Ericboehmia*, a new genus segregated from *Ostreichnion* in the *Hysteriaceae*, with the new species *E. saulensis*. *Ascomycete.org*, 11 (6): 171–176. doi: 10.25664/ART-0269
- HUHDORF, S. M., 1997. A Preliminary Survey of the Loculoascomycetes and Pyrenomycetes of Saül, French Guiana. Pps. 327–339 in K. D. Hyde (ed.), *Biodiversity of tropical microfungi*. Hong Kong University Press. Hong Kong.
- JU Y.-M. & ROGERS J.D., 1996. A revision of the genus *Hypoxylon*. *Mycologia Memoir* No. 20. APS Press, St Paul MN, 365 p.
- MEJIA L.C., ROJAS E.I., MAYNARD Z., VAN BAEL S., ARNOLD A.E., HEBBAR P., SAMUELS G.J., ROBBINS N. & HERRE E.A., 2008. Endophytic fungi as biocontrol agents of *Theobroma cacao* pathogens. *Biological Control*, 46: 4–14. doi:10.1016/j.biocontrol.2008.01.012
- MONTAGNE C., 1840. Seconde centurie de Plantes cellulaires exotiques nouvelles, *Annales de Sciences Naturelles*, II, 13 : 339–359
- MONTAGNE C., 1845. *Annales des Sciences Naturelles*, Tome XIV, Cahier 5 <https://issuu.com/scduag/docs/gad11053>
- MONTAGNE C., 1854. Cryptogamia Guyanensis, seu Plantarum cellularium in Guyana gallica, annis 1835–1849 a Cl. Leprieur collectarum enumeratio universalis. II. *Annales de Sciences Naturelles, Série Botanique*, IV, 3(2–3): 91–144
- RÉBLOVÁ M., NEKVINDOVÁ J., FOURNIER J. & MILLER A.N., 2020. Delimitation, new species and teleomorph-anamorph relationships in *Codinaea*, *Dendrophoma*, *Paragaenumannomyces* and *Striatosphaeria* (Chaetosphaeriaceae). *Myckeys*, 74: 17–74. doi:10.3897/mycokeys.74.57824
- STADLER M., LÆSSØE T., FOURNIER J., DECOCK C., SCHMIESCHEK B., TICHY H.-V. & PERSON D., 2014. A polyphasic taxonomy of *Daldinia* (Xylariaceae). *Studies in Mycology*, 77: 1–143. doi: 10.3114/sim0016.

STROBEL G., 2018. The Emergence of Endophytic Microbes and Their Biological Promise *J. Fungi*, 4, 57: 1–19. doi:10.3390/jof4020057

THOMAS D., VANDEGRIFT R., ROY B.A., HSIEH H.-M. & JU Y.-M., 2019. Spatial patterns of fungal endophytes in a subtropical montane rainforest of northern Taiwan. *Fungal Ecology*, 39: 316–327. doi: 10.1016/j.funeco.2018.12.012

U' REN J.M., MIADLIKOWSKA J., ZIMMERMAN N.B., LUTZONI F., STAJICH J.E & ARNOLD A.E., 2016. Contributions of North American endophytes to the phylogeny, ecology and taxonomy of *Xylariaceae* (Sordariomycetes, Ascomycota). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 98: 210–232. doi:10.1016/j.ympev.2016.02.010



Annexe 1 - Liste des espèces identifiées

Famille ou Ordre	Binôme et auteur(s)	Observations
Xylariales		
Diatrypaceae	<i>Diatrypella atlantica</i> D.A.C. Almeida, Gusmão & A.N. Miller	
	<i>Echinomyces obesa</i> (Syd.) Rappaz	
	<i>Eutypella citricola</i> Speg.	
	<i>Peroneutypa scoparia</i> (Schwein.) Carmarán & A.I. Romero	
Graphostromataceae	<i>Biscogniauxia grenadensis</i> (J.H. Mill.) Whalley & Læssøe	
	<i>Biscogniauxia martinicensis</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2017 FWI
	<i>Biscogniauxia philippinensis</i> (Ricker) Whalley & Læssøe	
	<i>Camillea bilabiata</i> Speg.	
	<i>Camillea cyclisca</i> (Mont.) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea cyclops</i> (Mont.) Berk. & Curtis	
	<i>Camillea fossulata</i> (Mont.) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea hainesii</i> (Rogers & Dumont) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea heterostoma</i> (Mont.) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea heterostoma</i> var. <i>microspora</i> J.D. Rogers, San Martin & Y.-M. Ju	
	<i>Camillea labellum</i> Mont.	
	<i>Camillea leprieurii</i> Mont.	
	<i>Camillea macrostoma</i> (J.H. Miller) Hastrup & Læssøe	
	<i>Camillea mexicana</i> San Martin & J.D. Rogers	
	<i>Camillea mucronata</i> Mont.	
	<i>Camillea obularia</i> (Fr.) J.D. Rogers, Læssøe & Lodge	
	<i>Camillea ovalispora</i> Hastrup & Læssøe	
	<i>Camillea patouillardii</i> Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea stellata</i> (Cooke) Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Camillea sulcata</i> (Starb.) Lloyd	
	<i>Camillea tinctor</i> (Berk.) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley	
	<i>Camillea venezuelensis</i> (J.H. Miller) Dennis	
	Hypoxylaceae	<i>Annulohypoxylon atroroseum</i> (J.D. Rogers) Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh
<i>Annulohypoxylon leptascum</i> (Speg.) Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh		
<i>Annulohypoxylon nitens</i> (Ces.) Y.-M. Ju & J.D. Rogers		
<i>Annulohypoxylon stygium</i> (Lév.) Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh		
<i>Daldinia rehmi</i> Læssøe, M. Stadler & J. Fourn.		
<i>Hypomontagnella monticulosa</i> (Mont.) Sir, L. Wendt & C. Lamb.		
<i>Hypoxylon aeruginosum</i> J.H. Miller		
<i>Hypoxylon arawakianum</i> J. Fourn. & Lechat		sp. nov. 2015 FWI
<i>Hypoxylon dieckmannii</i> Theiss.		
<i>Hypoxylon dussii</i> J. Fourn. & Lechat		sp. nov. 2015 FWI
<i>Hypoxylon fendleri</i> Berk. ex Cooke		
<i>Hypoxylon fusoidesporum</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers		
<i>Hypoxylon gilbertsonii</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers		
<i>Hypoxylon haematostroma</i> Mont.		
<i>Hypoxylon hepaticolor</i> J. Fourn. & A.N. Miller		sp. nov. Saül 2020
<i>Hypoxylon hypomiltum</i> Mont.		
<i>Hypoxylon investiens</i> (Schwein.) M.A. Curtis		
<i>Hypoxylon lenormandii</i> Berk. & M.A. Curtis		
<i>Hypoxylon musceum</i> J.D. Rogers		

Famille ou Ordre	Binôme et auteur(s)	Observations
	<i>Hypoxylon rickii</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Hypoxylon samuelsii</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Hypoxylon sepiaceum</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2015 FWI
	<i>Hypoxylon subgilvum</i> Berk. & Broome	49
	<i>Hypoxylon subgilvum</i> var. <i>microsporium</i> Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh	
	<i>Hypoxylon subtrugodes</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2015 FWI
	<i>Hypoxylon trugodes</i> Berk. & Broome	
	<i>Hypoxylon verruciperisporium</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2015 FG
	<i>Phylacia bomba</i> (Mont.) Pat.	
	<i>Phylacia bomba</i> var. <i>macrospora</i> (Mont.) Pat. K.F. Rodriguez & Samuels	
	<i>Phylacia poculiformis</i> (Kunze) Mont.	
	<i>Pyrenopolyporus hunteri</i> C.G. Lloyd	
	<i>Pyrenopolyporus symphyon</i> (Möller) M. Stadler, Kuhnert & L. Wendt	
	<i>Thamnomycetes rostratus</i> Mont.	
Xylariaceae	<i>Astrocystis sublimbata</i> (Durieu & Mont.) S. Hughes	
	<i>Kretzschmaria clavus</i> (Fr.) Sacc.	
	<i>Kretzschmaria curvirima</i> J.D. Rogers & Y.-M. Ju	
	<i>Kretzschmaria cyclopica</i> Speg.	
	<i>Kretzschmaria lucidula</i> (Mont.) Dennis	
	<i>Kretzschmaria macrosperma</i> (Mont.) J.D. Rogers & Y.-M. Ju	
	<i>Kretzschmaria micropus</i> (Fr.) Sacc.	
	<i>Kretzschmaria pavimentosa</i> (Ces.) P. Martin	
	<i>Kretzschmaria sandvicensis</i> (Reichardt) J.D. Rogers & Y.-M. Ju	
	<i>Kretzschmariella culmorum</i> (Cooke) Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Leprieuria bacillum</i> (Mont.) Læssøe, Rogers & Whalley	
	<i>Nemania bipapillata</i> (Berk. & M.a. Curtis) Pouzar	
	<i>Nemania diffusa</i> (Sowerby) Gray	
	<i>Nemania immersidiscus</i> Van der Gucht, Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Nemania subaenea</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Rosellinia perusensis</i> Henn.	
	<i>Rosellinia saccasii</i> L.E. Petrini	
	<i>Seynesia erumpens</i> (Berk. & M.A. Curtis) Petr.	
	<i>Stilbohypoxylon immundum</i> (Berk. & Cooke) L.E. Petrini	
	<i>Stilbohypoxylon quisquiliarum</i> (Mont.) J.D. Rogers & Y.-M. Ju	
	<i>Xylaria adscendens</i> (Fr.) Fr.	
	<i>Xylaria alboareolata</i> Y.-M. Ju & J.D. Rogers	
	<i>Xylaria apeibae</i> Mont.	
	<i>Xylaria arbuscula</i> Sacc.	
	<i>Xylaria arbuscula</i> var. <i>plenofissura</i> Y.-M. Ju & S.-S. Tzean	
	<i>Xylaria cantareirensis</i> (Henn.) J. Fourn. & Lechat	
	<i>Xylaria coccophora</i> Mont.	
	<i>Xylaria comosa</i> (Mont.) Mont.	
	<i>Xylaria comosoides</i> Læssøe	
	<i>Xylaria cubensis</i> (Mont.) Fr.	
	<i>Xylaria cuneata</i> C.G. Lloyd	
	<i>Xylaria curta</i> Fr.	
	<i>Xylaria enterogena</i> Mont.	
	<i>Xylaria flabelliformis</i> (Schwein.) Berk. & M.A. Curtis	
	<i>Xylaria globosa</i> (Spreng.) Mont.	
	<i>Xylaria grammica</i> (Mont.) Fr.	
	<i>Xylaria guyanensis</i> (Mont.) Fr.	



Famille ou Ordre	Binôme et auteur(s)	Observations
	<i>Xylaria heliscus</i> (Mont.) J.D. Rogers & Y.-M. Ju	
	<i>Xylaria ianthinovelutina</i> (Mont.) Fr.	
	<i>Xylaria kegeliana</i> (Lév.) Fr.	
	<i>Xylaria martinicensis</i> var. <i>microspora</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2018 FWI
	<i>Xylaria moelleroclavus</i> J.D. Rogers, Y.-M. Ju & Hemmes	
	<i>Xylaria multiplex</i> (Kunze ex Fr.) Fr.	
	<i>Xylaria multiplex</i> var. <i>microsperma</i> (Speg.) Dennis	
	<i>Xylaria muscula</i> C.G. Lloyd	
	<i>Xylaria myosurus</i> Mont.	
	<i>Xylaria nelumboniformis</i> Hai X. Ma, Lar.N. Vassiljeva & Yu Li	
	<i>Xylaria olobapha</i> Berk.	
	<i>Xylaria papillatoides</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2018 FWI
	<i>Xylaria rhytidophloea</i> Mont.	
	<i>Xylaria rhytidosperma</i> J. Fourn. & Lechat	sp. nov. 2018 FWI
	<i>Xylaria rickii</i> Theiss.	
	<i>Xylaria schweinitzii</i> Berk. & M.A. Curtis	
	<i>Xylaria scruposa</i> (Fr.) Fr.	
	<i>Xylaria squamulosa</i> San Martin & J.D. Rogers	
	<i>Xylaria telfairii</i> (Berk.) Sacc.	
	<i>Xylaria tuberosoides</i> Rehm	116
Hors Xylariales		
Boliniaceae	<i>Camarops polysperma</i> (Mont.) J.H. Miller	
	<i>Camarops ustulinoïdes</i> (Henn.) Nannf.	
Cenangiaceae	<i>Encoelia heteromera</i> (Mont.) Nannf.	
Chaetosphaerellaceae	<i>Crassochaeta nigrita</i> (Sacc.) Réblová	
Chaetosphaeriaceae	<i>Paragaemannomyces raciborskii</i> (Penz. & Sacc.) Réblová & A.N. Miller	
	<i>Striatosphaeria castanea</i> Réblová & J. Fourn.	sp. nov. Saül 2020
	<i>Striatosphaeria codinaeophora</i> Samuels & E. Müller	
Coronophorales <i>incertae sedis</i>	<i>Spinulosphaeria thaxteri</i> (Pat.) Sivan.	
Jobellisiaceae	<i>Jobellisia fraterna</i> S. Huhndorf, D.J. Lodge & F.A. Fernandez	
Lasiosphaeriaceae	<i>Lasiosphaeriella nitida</i> S. Huhndorf & F.A. Fernandez	
	<i>Lasiosphaeriella noonae-daniae</i> (Carroll & Munk) Sivan.	
	<i>Lasiosphaeriella pseudobombarda</i> (Mont.) Huhndorf & F. Fernandez	
Melanommataceae	<i>Byssosphaeria jamaicana</i> (Sivan.) M.E. Barr	
	<i>Byssosphaeria schiedermayriana</i> (Fuckel) M.E. Barr	
Mytiliniaceae	<i>Ericboehmia saulensis</i> Gardiennet, Lechat & J. Fourn.	gen. & sp. nov. Saül 2019
Nectriaceae	<i>Cosmospora micropedis</i> C. Herrera & P. Chaverri	
Nitschkiaceae	<i>Nitschkia pezizoidea</i> (Pat.) Kuntze	
Patellariaceae	<i>Rhytidhysterium rufulum</i> (Spreng.) Speg.	
Pleosporales <i>incertae sedis</i>	<i>Immothia atrograna</i> (Cooke & Ellis) M.E. Barr	
Tubeufiaceae	<i>Tubeufia aurantiella</i> (Penz. & Sacc.) Rossman	

Annexe 2 - Espèces nouvelles pour la Guyane

Genres	Espèces	
<i>Annulohypoxylon</i>	<i>atoroseum</i>	(Lév.) Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh
<i>Annulohypoxylon</i>	<i>nitens</i>	(Ces.) Y.-M. Ju & J.D. Rogers
<i>Biscogniauxia</i>	<i>philippinensis</i>	(Ricker) Whalley & Læssøe
<i>Biscogniauxia</i>	<i>martinicensis</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Biscogniauxia</i>	<i>grenadensis</i>	(J.H. Mill.) Whalley & Læssøe
<i>Camarops</i>	<i>polysperma</i>	(Mont.) J.H. Miller
<i>Camillea</i>	<i>venezuelensis</i>	(J.H. Miller) Dennis
<i>Camillea</i>	<i>ovalispora</i>	Hastrup & Læssøe
<i>Camillea</i>	<i>sulcata</i>	(Starb.) Lloyd
<i>Camillea</i>	<i>mexicana</i>	San Martin & J.D. Rogers
<i>Camillea</i>	<i>stellata</i>	Læssøe, J.D. Rogers & Whalley
<i>Camillea</i>	<i>patouillardii</i>	Læssøe, J.D. Rogers & Whalley
<i>Camillea</i>	<i>macrostoma</i>	(J.H. Miller) Hastrup & Læssøe
<i>Camillea</i>	<i>hainesii</i>	(J.D. Rogers & Dumont) Læssøe, J.D. Rogers & Whalley
<i>Cosmospora</i>	<i>micropedis</i>	C. Herrera & P. Chaverri
<i>Daldinia</i>	<i>rehmii</i>	Læssøe, M. Stadler & J. Fourn.
<i>Echinomyces</i>	<i>obesa</i>	(Syd.) Rappaz
<i>Ericboehmia</i>	<i>saulensis</i>	Gardiennet, Lechat & J. Fourn.
<i>Eutypella</i>	<i>citricola</i>	Speg.
<i>Hypoxylon</i>	<i>dieckmannii</i>	Theiss.
<i>Hypoxylon</i>	<i>arawakianum</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Hypoxylon</i>	<i>musceum</i>	J.D. Rogers
<i>Hypoxylon</i>	<i>dussii</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Hypoxylon</i>	<i>subgilvum</i>	Berk. & Broome
<i>Hypoxylon</i>	<i>subgilvum</i> var. <i>microsporum</i>	Y.-M. Ju, J.D. Rogers & H.-M. Hsieh
<i>Hypoxylon</i>	<i>subtrugodes</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Hypoxylon</i>	<i>gilbertsonii</i>	Y.-M. Ju & J.D. Rogers
<i>Hypoxylon</i>	<i>sepiaceum</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Hypoxylon</i>	<i>hepaticolor</i>	J. Fourn. & A.N. Miller
<i>Immothia</i>	<i>atrograna</i>	(Cooke & Ellis) M.E. Barr
<i>Jobellisia</i>	<i>fraterna</i>	S. Huhndorf, D.J. Lodge F.A. Fernandez
<i>Kretzschmaria</i>	<i>pavimentosa</i>	(Ces.) P. Martin
<i>Kretzschmaria</i>	<i>curvirima</i>	J.D. Rogers & Y.-M. Ju
<i>Nemania</i>	<i>bipapillata</i>	(Berk. & M.A. Curtis) Pouzar
<i>Nemania</i>	<i>subaenea</i>	Y.-M. Ju & J.D. Rogers
<i>Nemania</i>	<i>diffusa</i>	(Sowerby) Gray
<i>Nemania</i>	<i>immersidiscus</i>	Van der Gucht, Y.-M. Ju & J.D. Rogers
<i>Phylacia</i>	<i>bomba</i> var. <i>macrospora</i>	(Mont.) Pat. K.F. Rodriguez & Samuels
<i>Rosellinia</i>	<i>saccasii</i>	L.E. Petrini
<i>Rosellinia</i>	<i>perusensis</i>	Henn.
<i>Striatosphaeria</i>	<i>castanea</i>	Réblova & J. Fourn.
<i>Xylaria</i>	<i>rhytidosperra</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Xylaria</i>	<i>nelumboniformis</i>	Hai X. Ma, Lar.N. Vassiljeva & Yu Li



<i>Xylaria</i>	<i>papillatoides</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Xylaria</i>	<i>martinicensis var microspora</i>	J. Fourn. & Lechat
<i>Xylaria</i>	<i>cuneata</i>	C.G. Lloyd
<i>Xylaria</i>	<i>multiplex var microsperma</i>	(Speg.) Dennis
<i>Xylaria</i>	<i>rickii</i>	Theiss

Annexe 3 - Protocole d'étude des pyrénomycètes

Les pyrénomycètes au sens large englobent les champignons ascomycètes dont les asques sont formés dans de petites structures membraneuses, globuleuses à ovoïdes, les périthèces (6), fermées mais munies d'une minuscule ouverture vers le haut, l'ostiole. Les périthèces peuvent être nus ou, comme chez les Xylariales dont je m'occupe principalement, réunis dans un tissu commun, le stroma (1, 6).

Leur biologie et leur morphologie sont éloignées de celles des Basidiomycètes. Cela implique la mise en œuvre de méthodes différentes de celles exposées par Gilles Corriol, que je vais essayer de décrire en détail ici. De façon générale, une espèce fongique n'est pas identifiée sur un seul caractère mais sur la combinaison de plusieurs caractères qui apparaissent stables et qui ne sont malheureusement pas toujours les plus visibles.

J'ai choisi *Hypoxylon fendleri* pour illustrer mon propos, un *Hypoxylon* de couleur assez vive qui est commun autour de Saül.

Les différentes étapes suivies pour identifier cet *Hypoxylon* sont successivement :

1-La récolte

La récolte en forêt est le premier temps décisif pour la qualité des observations ultérieures.

Les fructifications des pyrénomycètes, appelées **stromas** (1) chez les Xylariales, ont la particularité de se développer sur de longues périodes, souvent plusieurs mois. Le but de la récolte est de les prélever au stade de maturité optimal auquel est associé le plus grand nombre de caractères morphologiques permettant l'identification.

Leur recherche se pratique sur tous les substrats ligneux allant de la brindille ou du pétiole de feuille

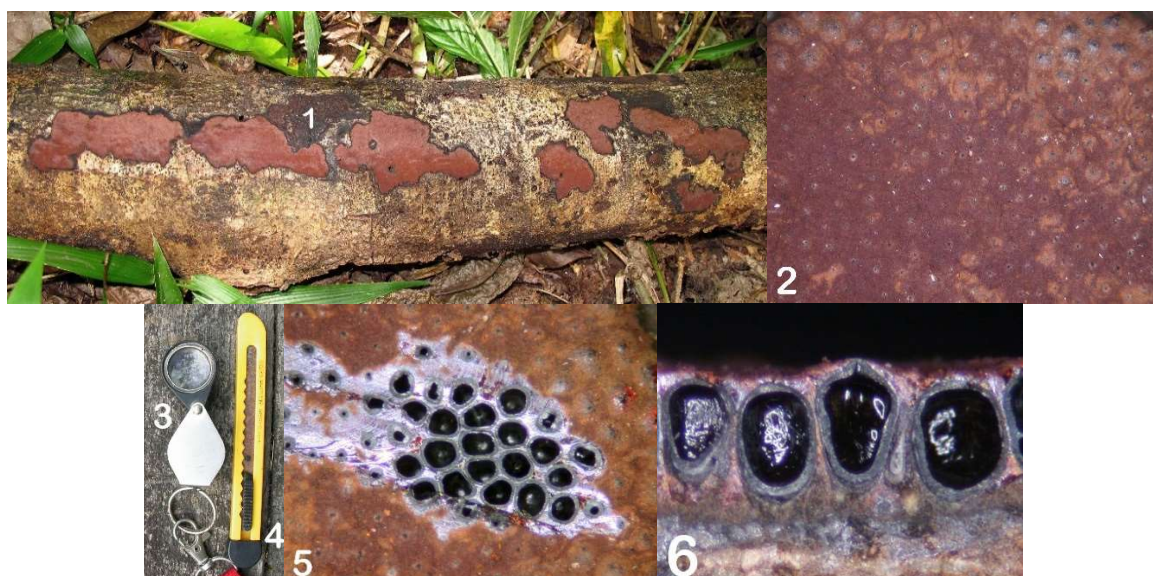
dans la litière au tronc couché, suspendu ou au contact du sol, à tous les stades de décomposition. Cette recherche se fait lentement car elle suppose un examen minutieux de l'environnement. Il n'est pas rare de passer ainsi une heure dans une station de quelques mètres carrés si elle se révèle propice.

Au stade immature, les stromas sont souvent de couleur plus vive ou associés à des revêtements conidiens blancs qui les rendent plus visibles. Ils ont la faveur des débutants qui les récoltent plus volontiers mais ils ne permettent généralement pas une identification fiable, par manque de caractères discriminants.

Les stromas ayant dépassé le stade de maturité sont généralement plus ternes, ils sont souvent dégradés par des insectes ou des moisissures et ne sont plus fertiles, donc également difficiles voire souvent impossibles à identifier.

La loupe pliante (3) que nous portons autour du cou sur le terrain permet de juger rapidement, avec l'expérience, de l'état du stroma que nous examinons, en évaluant son **aspect superficiel** (2) et les détails les plus visibles de sa morphologie. En cas de doute, une partie du stroma est scalpée tangentiellement avec un **cutter** (4) et le **résultat de la section** (5) observé à la loupe. Un état de maturité favorable se reconnaît à la présence d'un gélin foncé et brillant dans les **périthèces** (6), structures globuleuses ou ovoïdes dans lesquelles se forment les asques et les spores qui sont libérées par les ostioles, petits orifices à la surface du stroma (5).

Si les stromas observés se révèlent immatures ou trop vieux, il faut rechercher ailleurs sur la branche ou le tronc la présence éventuelle de stromas en bon état.





Il faut récolter les stromas avec une partie du substrat auquel ils sont fixés pour ne perdre aucun élément qui peut passer inaperçu sur le terrain. Récolter aussi le plus de matériel possible à tous les stades de maturité, surtout si on soupçonne qu'il s'agit d'une espèce rare ou inconnue.

Pour prélever les stromas, on utilise différents outils:

- Un **sécateur** (7) pour les petites branches
- Un **ciseau à bois** (8) et un **marteau** (9) pour isoler les stromas des grosses pièces de bois
- Une **scie pliante** (10) pour couper les grosses banches

L'emploi d'un couteau est à éviter car souvent dangereux pour cette tâche.

Les échantillons ainsi prélevés sont glissés dans une enveloppe en papier sur laquelle on inscrit une référence à l'endroit de la récolte, éventuellement le nom du récolteur, le nom du substrat si on le connaît ou toute autre observation qui pourrait être oubliée par la suite. Si des photos sont faites sur le terrain, leurs numéros peuvent y être portés.

L'emploi de sachets en plastique ou de feuilles d'aluminium ou tout autre récipient étanche est à proscrire, pour favoriser le séchage et éviter les moisissures qui peuvent se développer rapidement en milieu tropical.

2-Le traitement préliminaire

Le traitement préliminaire des récoltes s'effectue dès que possible au retour au labo de terrain, après un repas frugal et rapide. Rapide car nous sommes pressés d'examiner nos récoltes de plus près, dans de meilleures conditions.

L'outil indispensable est une **loupe binoculaire** $\times 10-60$ (16) équipée d'un éclairage annulaire puissant.

Les récoltes sont examinées une par une et celles qui sont inexploitable et n'ont pas été détectées sur le terrain sont éliminées.

Les caractères morphologiques des autres sont examinés plus en détail en vue d'une identification provisoire s'il s'agit d'une espèce connue.

Par exemple on observe sur un *Hypoxylon* la surface du stroma, la morphologie des ostioles et on pratique une section verticale d'un stroma pour évaluer sa texture, son épaisseur, la forme et la dimension des périthèces que l'on mesure avec un **oculaire gradué** (11), la présence et la couleur de granules sous la surface du stroma.

Un petit fragment superficiel d'un stroma est placé dans une goutte de potasse à 10%, sur une lame de verre placée sur un papier blanc pour observer la **couleur des pigments** (13) ainsi libérés et éventuellement leur variation dans le temps.

Pour d'autres genres, d'autres caractères peuvent être recherchés. Il est important de savoir quels sont, pour un genre donné, les caractères distinctifs à rechercher, parfois plus visibles sur le frais qu'après séchage

La combinaison des caractères les plus significatifs permet parfois une identification provisoire, au moins au niveau du genre. Le nom est noté sur l'enveloppe, souvent avec un point d'interrogation, ainsi que le numéro de la récolte tel qu'il est enregistré dans la base de données où sont notées les informations concernant la date et le lieu de récolte, le nom provisoire, le nom du récolteur et les observations éventuelles qui ont pu être faites. Un ordinateur portable permet d'établir et d'enregistrer cette base de données.

Les échantillons sont alors disposés sur l'enveloppe dans une **barquette en plastique** (14) et installés au soleil ou à l'abri de la pluie pour un premier séchage.

3-Le séchage

Une fois toutes les récoltes examinées et numérotées, elles doivent être suffisamment sèches pour éviter l'apparition de moisissures qui dégraderaient rapidement les structures fertiles, asques et spores. Une fois relativement secs, autant qu'on peut y arriver sur le terrain, les pyrénomycètes peuvent se conserver plusieurs mois dans un état où les spores sont encore capables de germer si on les met en culture. Un séchage plus poussé permet ensuite de les conserver très longtemps en herbier, de préférence enveloppés dans du papier ou du carton.

En l'absence d'un séchoir solaire, pourtant assez facile à bricoler, on peut se contenter d'un véhicule vitré exposé au soleil, dans lequel on ménage une entrée basse et une sortie haute pour évacuer l'air plus chaud et plus humide. Ce n'est malheureusement pas facile à trouver à Saül.

Il n'est pas nécessaire d'obtenir une déshydratation poussée comme pour les espèces charnues dont s'occupe Gilles Corriol, quelques heures au soleil sont suffisantes pour que l'on puisse les conserver dans l'atmosphère ambiante, l'idéal étant de pouvoir assurer une ventilation naturelle. J'ai expérimenté avec pas trop de déboires, le séchage des récoltes dans les enveloppes en papier qui sont fixées avec des pinces sur une **corde à linge** (15), le soleil et la brise sèchent le papier au fur et à mesure que celui-ci absorbe l'humidité de la récolte, avant l'arrivée de la prochaine averse.

Les enveloppes et leur précieux contenu doivent être stockées avant d'être expédiées en métropole, ce que j'ai trouvé de plus efficace est de les mettre dans de petits hamacs en filet plastique dont on couvre les

fraisiers, et de suspendre ces petits hamacs dans un endroit ventilé pas trop gênant et le plus sec possible.

Cette procédure trouve rapidement ses limites en saison des pluies où l'emploi du séchoir électrique suivi du stockage en sachets plastique garnis de silicagel peut devenir incontournable.

4-L'identification

L'**identification** se fait en s'appuyant sur les caractères microscopiques qui sont indispensables pour aller plus loin que les identifications provisoires faites sur le terrain.

Un **microscope de laboratoire** (17) est trop lourd, fragile et volumineux pour nous accompagner sur place dans nos bagages, ces observations se font donc dans notre labo personnel au retour en métropole.

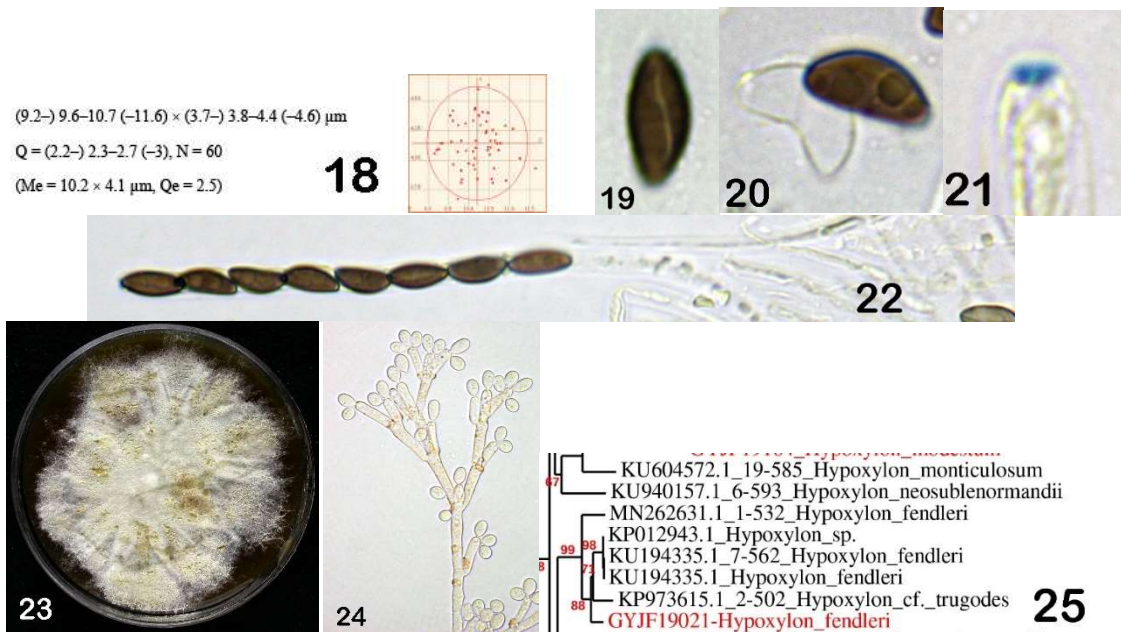
L'observation des **granules colorés** (12) présents dans le stroma se fait sous le microscope, dans une goutte d'eau, ce qui permet de voir s'il y a un ou plusieurs types de granules de différente couleur en mélange et si des éléments carbonacés (noirs) y sont mêlés.

Les asques et les spores sont observés dans différents milieux de montage et mesurés sur des photos prises au microscope et traitées avec un logiciel de mesure qui calcule les **valeurs moyennes des dimensions** (18). Soixante spores sont mesurées sur chaque récolte.

Les caractères des **asques** (22) prennent en compte principalement la forme et la réaction de leur **appareil apical en présence d'iode** (21) et la longueur relative de leur stipe. Les paraphyses, filaments stériles entourant les asques présentent parfois des caractères distinctifs comme de larges guttules réfractives ou des dimensions inhabituelles. L'utilisation de colorants variés permet de mieux en étudier l'anatomie.

Les caractéristiques des spores sont le plus souvent décisives car plus stables que celles du stroma. Outre leurs dimensions, leur forme, leur couleur et la présence et la forme d'un **sillon germinatif** (19), la présence d'une ornementation superficielle ou la présence d'appendices aux extrémités doivent être notées.

Dans certains genres comme Hypoxylon, les spores de nombreuses espèces possèdent une enveloppe externe (**périspore**, 20) qui s'ouvre en présence de potasse. Le mode de rupture de la périspore et son éventuelle ornementation sont des caractères parfois très informatifs. Au cours de ces observations des photos de ces caractères sont prises à travers le microscope, surtout s'il s'agit d'espèces rares ou potentiellement nouvelles.



L'identification peut se faire rapidement quand il s'agit d'une espèce bien connue pour laquelle on peut se contenter de vérifier si les caractères des spores confirment l'identification provisoire. Ici, le sillon germinatif légèrement sigmoïde (19) confirme qu'il s'agit bien de *H. fendleri*, comme le laissent supposer plusieurs caractères macro- et microscopiques.

En revanche, l'identification des autres récoltes demande la compilation de toutes ces observations avant de commencer à chercher dans les clés d'identification disponibles dans la littérature ou que l'on a pu élaborer à partir de son expérience personnelle. Selon que l'espèce à laquelle on parvient est bien ou mal documentée, cette phase peut prendre du temps. Encore plus s'il s'agit d'une espèce qui semble nouvelle, en gardant à l'esprit qu'une espèce que l'on n'arrive pas à déterminer n'est pas pour autant toujours une espèce nouvelle. De nombreux pièges existent, que l'on apprend à déjouer avec le temps. La possibilité d'examiner plusieurs récoltes différentes d'une même espèce, surtout si elle est nouvelle, permet de mieux définir quels sont les éléments variables à ne pas prendre en compte et ceux, plus stables, qui ont une valeur diagnostique.

Il reste souvent, malgré tout, des incertitudes, des questions auxquelles on espère que la biologie moléculaire va apporter une réponse. C'est la phase suivante.

5-Culture, extraction de l'ADN, séquençage et analyse des séquences.

Les Xylariales se cultivent généralement assez bien en boîte de Pétri, sur des milieux variés. Les spores germent en moins d'une semaine et en 3-4 semaines une **colonie** (23) se développe, dont la vitesse de croissance, la forme, les couleurs, parfois l'odeur sont des caractères qui peuvent aider à séparer

certaines espèces proches. Il arrive que le **stade conidien** (24), asexué, apparaisse sur la colonie ou aux marges. La morphologie des conidiophores et des conidies est également un caractère supplémentaire qui peut aider au diagnostic. Il faut, comme mon ami Christian Lechat, posséder une bonne expérience et un labo bien équipé pour éviter les contaminations et garder les cultures à température constante dans une étuve.

Le mycelium produit par la colonie peut être prélevé en vue d'en extraire l'ADN. Le séquençage de certaines parties de l'ADN ou de certains gènes peut alors être réalisé, et la comparaison avec des séquences de référence ou les séquences d'espèces proches peut permettre de répondre à certaines questions qui ont pu se poser auparavant.

On peut établir, par analyse statistique, des **arbres phylogénétiques** (25) qui rendent compte de la réalité de façon plus ou moins fidèle et vraisemblable. L'analyse de ces données, à la lumière des connaissances taxonomiques résultant de l'étude morphologique peut aider à confirmer ou infirmer des hypothèses taxonomiques. C'est également le domaine de Christian.

Il est souvent fait allusion au "barcoding" qui permettrait d'aller directement à l'identification sans passer par les étapes que j'ai décrites plus haut, en réduisant l'espèce à une séquence, généralement l'ITS, que l'on compare aux séquences des espèces connues disponibles dans les bases de données comme GenBank. Ce sera peut être possible un jour, mais il faudrait pour cela que toutes les espèces de référence disposent de séquences fiables, ce qui est très loin d'être encore le cas, même pour beaucoup d'espèces connues; et par définition, les espèces nouvelles, si nombreuses à Saül, ne peuvent pas être référencées avant d'avoir été découvertes. Pour l'instant le barcoding donne souvent des résultats fantaisistes que rien ne permet de contrôler quand les

spécimens d'origine ne sont pas conservés et ne peuvent pas être vérifiés. Mais loin d'opposer les deux approches, les taxonomistes les considèrent comme complémentaires et sont toujours heureux d'obtenir des données moléculaires de qualité à ajouter à la fiche signalétique d'une espèce.

Enfin, le spécimen étudié est conservé en herbier pour pouvoir être ré-examiné à la lumière de connaissances nouvelles qui peuvent confirmer ou remettre en question l'identification originelle.

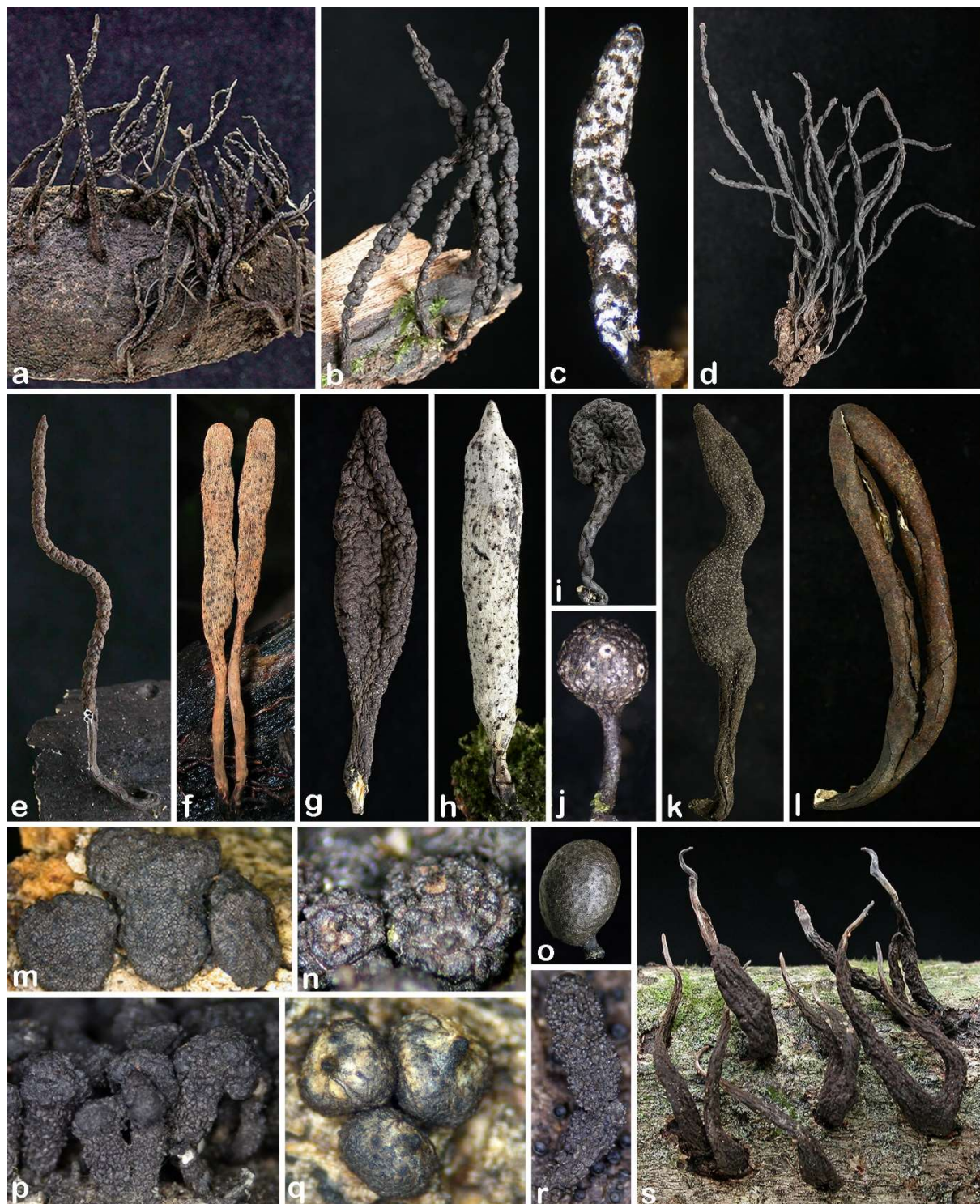


Annexe 4 – Planches d'identifications



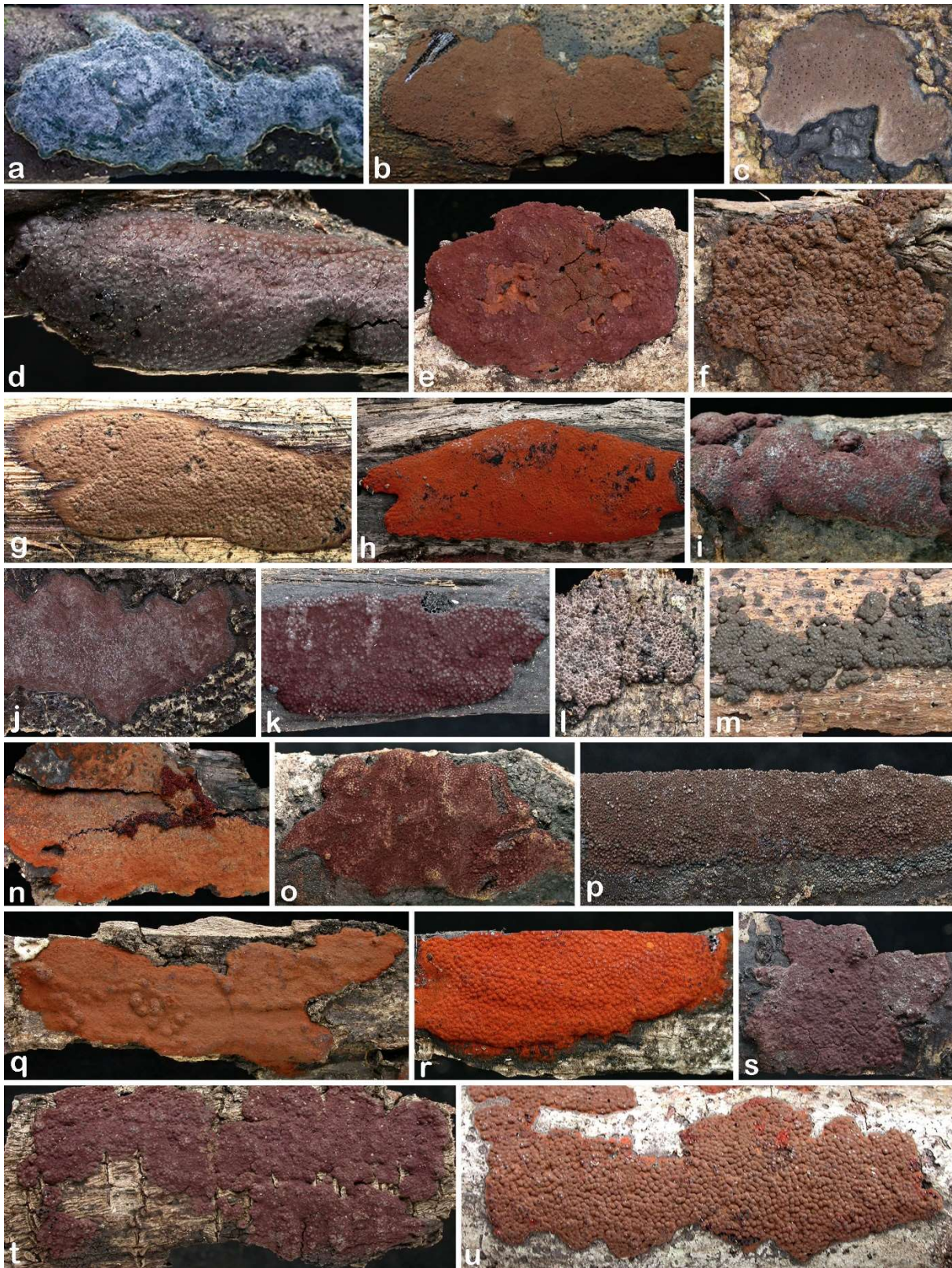
Espèces identifiées de *Xylaria* 1

a: *X. adscendens*; b: *X. alboareolata*; c: *X. apeibae*; d: *X. comosa*; e: *X. coccophora*; f: *X. flabelliformis*; g: *X. cuneata*; h: *X. curta*; i: *X. arbuscula*; j: *X. enterogena*; k: *X. cubensis*; l: *X. cantareirensis*; m: *X. globosa*; n: *X. arbuscula* var. *plenofissura*; o: *X. heliscus*; p: *X. comosoides*; q: *X. guyanensis*; r: *X. grammica*.



Espèces identifiées de Xylaria 2

a: *X. ianthinovelutina*; b: *X. multiplex* var. *microsperma*; c: *X. muscula*; d: *X. multiplex*; e: *X. rickii*; f: *X. olobapha*; g: *X. moelleroclavus*; h: *X. kegeliana*; i: *X. schweinitzii*; j: *X. squamulosa*; k: *X. scruposa*; l: *X. telfairii*; m: *X. nelumboniformis*; n: *X. rhytidosperra*; o: *X. tuberoides*; p: *X. martinicensis* var. *microspora*; q: *X. papillatoides*; r: *X. rhytidophloea*; s: *X. myosurus*



Espèces identifiées de Hypoxylon

a: *H. aeruginosum*; b: *H. arawakianum*; c: *H. dieckmannii*; d: *H. dussii*; e: *H. fendleri*; f: *H. fusoidesporum*; g: *H. gilbertsonii*; h: *H. haematostroma*; i: *H. hepaticolor*; j: *H. hypomiltum*; k: *H. investiens*; l: *H. lenormandii*; m: *H. musceum*; n: *H. rickii*; o: *H. samuelsii*; p: *H. sepiaceum*; q: *H. subgilvum*; r: *H. subgilvum* var. *microsporum*; s: *H. trugodes*; t: *H. subtrugodes*; u: *H. verruciperisporium*.



Espèces identifiées de Camillea

a: *C. bilabiata*; b: *C. cyclisca*; c: *C. cyclops*; d: *C. fossulata*; e: *C. hainesii*; f: *C. heterostoma*; g: *C. heterostoma* var. *microspora*; h: *C. labellum* forme stipitée; i: *C. leprieurii* forme étalée; j: *C. leprieurii*; k: *C. macrostoma*; l: *C. mexicana*; m: *C. ovalispora*; n: *C. obularia*; o: *C. mucronata*; p: *C. patouillardii*; q: *C. stellata*; r: *C. sulcata*; s: *C. cf. sulcata*; t: *C. tinctor*; u: *C. venezuelensis*.