

Considerations générales

Objektyp: **Chapter**

Zeitschrift: **Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz = Matériaux pour la flore cryptogamique suisse = Contributi per lo studio della flora crittogama svizzera**

Band (Jahr): **3 (1908)**

Heft 1

PDF erstellt am: **21.06.2024**

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.

Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.

Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

Considérations générales.

La classe de *Phycomycètes* dont font partie la plupart des champignons inférieurs, se divise, selon la classification adoptée par Fischer, dans les sous-classes suivantes :

- I. *Archimycètes* (*Chytridinées*),
- II. *Oomycètes*,
- III. *Zygomycètes*.

Les *Zygomycètes* qui nous intéressent plus particulièrement, comprennent à leur tour deux ordres : les *Mucorinées* et les *Entomophthorinées* qui se différencient par le fait que les organes de reproduction asexués sont, chez les premiers, le plus souvent endogènes, c'est-à-dire des *spores* formées à l'intérieur d'une vésicule appelée *sporange*; tandis qu'ils sont, au contraire, exogènes chez les secondes, c'est-à-dire des *conidies* formées isolément à l'extrémité de filaments non ramifiés, d'où elles se détachent facilement en étant projetées.

Dans les *Mucorinées* entrent un certain nombre de champignons purement conidiens, chez lesquels la reproduction par spores n'a jamais pu être observée. Les caractères qui permettent de les classer parmi les *Mucorinées* sont tout d'abord le fait que leurs hyphes ne sont pas cloisonnés (ou rarement), puis qu'ils sont capables de produire des zygospores par conjugaison de l'extrémité de 2 filaments. Ce dernier caractère est de beaucoup le plus important. L'apparition de zygospores a permis de classer définitivement parmi les *Mucorinées* des champignons qui jusqu'alors avaient dû être relégués parmi les *Fungi imperfecti* ou *Mucédinées*.

Cependant il n'est pas toujours possible de faire apparaître les zygospores, et il se peut que dans une espèce que l'on soupçonne être une *Mucorinée*, ces organes n'aient jamais été observés. Matruchot¹⁾ indique un moyen assez ingénieux permettant, paraît-il, de trancher la question. Il s'est assuré que certaines espèces parasites, le *Piptocephalis Tieghemiana* par exemple, sont absolument incapables de vivre sur d'autres champignons que les *Mucorinées*. En infectant une culture d'une espèce à déterminer, on pourra à coup sûr la placer parmi les *Mucorinées*, si le parasite s'y développe.

¹⁾ Matruchot, Ann. mycol., I, 1903, p. 45—60.

Mais si l'expérience positive ne laisse subsister aucun doute, il n'en est pas de même en cas d'insuccès. Je ne sais si Matruchot a réussi à faire germer le *Piptocephalis Tieghemiana* sur toutes les Mucorinées. Quant à moi je me suis livré à des expériences analogues avec le *P. Freseniana* et le parasite ne s'est pas développé sur toutes les espèces, et notamment pas sur un *Cunninghamella* nouveau que j'ai soumis à l'expérience.

L'absence de cloison n'est pas une condition sine qua non pour l'admission d'une espèce dans l'ordre des Mucorinées. On sait que les *Piptocephalis* et certains *Spinellus*, par leurs thalles cloisonnés, fournissent des exemples du contraire. Aussi, la systématique des Mucorinées à conidies est-elle loin d'être définitive. Aux genres et espèces actuellement connus viendront s'ajouter toute une série de végétaux déjà décrits, mais dont la position parmi les Zygomycètes n'est pas encore une chose établie.

Récoltes des Mucorinées.

Les Mucorinées sont parmi les moisissures les plus répandues. Elles existent, au moins à l'état de spores, un peu partout, dans les poussières de l'air, sur toutes sortes de matières organiques en décomposition, et comme les conditions de leur développement sont faciles à réaliser, on peut aisément les isoler.

On a beaucoup préconisé les *excréments* de divers animaux comme étant une source inépuisable d'espèces les plus variées. C'est en effet, sur ces substratums que Van Tieghem, Bainier et tant d'autres ont trouvé la plupart de leurs intéressantes espèces. J'ai souvent eu l'occasion de vérifier le même fait. Il suffit de laisser sous une cloche, à l'humidité, des excréments de cheval par exemple; au bout de quelques jours il s'y développe des végétations luxuriantes, quelquefois très riches en espèces. C'est là que l'on rencontre presque à coup sûr : *Mucor Mucedo*, *Thamnidium elegans*, *Pilobolus Edipus* et *P. roridus*, etc.

Les excréments ne sont pas tous également riches en Mucorinées. J'ai remarqué une très grande différence, à ce point de vue, entre les animaux *herbivores* et *carnivores*. Tandis que sur les excréments des premiers, la végétation est aussi variée qu'abondante (lapin, cobaie, cheval, bœuf), il n'en est pas de même de ceux des seconds. Chez les carnivores les bactéries de la putréfaction sont beaucoup plus abondantes; elles entravent quelquefois complètement le développement des champignons. Le tableau suivant en donnera une idée :

No d'ordre	Dates	Substratum	Espèces trouvées
1	29 VIII 05	Crottin de cheval, Genève	Mucor Mucedo, Thamnidium elegans, M. racemosus.
2	30 VIII 05	» » »	M. flavus, M. plumbeus, Pilobolus roridus.
3	5 IX 05	de mulet, Champex, Valais	Pilobolus roridus et P. œdipus.
4	5 IX 05	de chèvre, » »	P. œdipus — P. cristallinus.
5	29 IX 05	de mouton, Bonne-s.-Cluses	Pas de Mucorinées.
6	29 IX 05	de chèvre, »	Pilobolus œdipus.
7	1 X 05	de poule, Eaux-Vives	Pas de Mucorinées. Bactéries.
8	1 X 05	de lapin, »	M. Mucedo, M. plumbeus, M. pirelloïdes.
9	3 X 05	de lama, Ariana, Genève	Muc. racemosus.
10	3 X 05	de lapin, » »	Circinella aspera.
11	30 X 05	de lapin, Bardonnex	Circinella minor.
12	30 X 05	de poule, »	Voile de bactéries, sans champignons.
13	30 X 05	de cheval, »	Mucor racemosus.
14	30 X 05	de vache, »	Pilobolus œdipus.
15	30 X 05	de porc, »	Bactéries, sans champignons,
16	29 IX 05	de vache, Bonne-sur-Cluses	Pilobolus roridus.
17	24 XI 05	de chèvre, Pfeffikon, Argovie	Pilobolus roridus.
18	14 I 06	de lion (Ménagerie Laurent)	Bactéries.
19	14 I 06	de lion, » Genève	Mucor racemosus.
20	14 I 06	de tigre, »	Bactéries.
21	14 I 06	de loup, »	Bactéries.
22	14 I 06	d'ours, ours blanc, ibid.	Penicillium, mycélium blanc.
23	14 I 06	d'hyène, de léopard, ibid.	Bactéries.
24	10 III 06	de vache, Voirons	Pas de Mucor., Penicillium.
25	15 IV 06	de mouton, Sembrancher, Valais	Pilobolus œdipus.
26	»	de chèvre, » Valais	Pilobolus roridus.
27	»	de vache » »	P. roridus, M. racemosus.
28	»	de lapin » »	Envahi par une Mucorinée indéterminée.
29	»	de porc » »	Voile de bactéries, sans Mucorinées.
30	»	de mouton » »	Thamnidium elegans, Mucor plumbeus.
31	»	de lapin » »	Mucor pirelloïdes.

No d'ordre	Dates	Substratum	Espèces trouvées
32	15 IV 06	Crottin de vache, Sembrancher, Valais	Pilobolus oedipus, Thamnidium elegans.
33	»	de porc, La Plaine, Genève	M. racemosus.
34	»	de mouton	Pilobolus roridus.
35	»	de mouton	Pilobolus roridus.
36	»	de souris, Grabs, St-Gall	M. plumbeus.
37	»	de chèvre,	M. racemosus, M. plumbeus, P. cristallinus.
38	»	de cheval	Pilobolus roridus, Thamnidium elegans.
39	»	de porc	Bactéries, sans Mucorinées.
40	»	de vache	Mucor racemosus, Périssporinacées.
41	»	de chat	M. racemosus.
42	»	de poule	Rien, bactéries formant voile.

D'autres matières animales, telles que la viande, laissent développer des Mucorinées intéressantes; c'est là p. ex. que j'ai rencontré à plusieurs reprises le *Chaetostylum Fresenii*.

Les matières végétales constituent des milieux très favorables. J'ai mis sous cloche, à l'humidité, de nombreuses matières organiques telles que: riz, pain, thé, café, cacao, réglisse, althea, écorces et rhizomes divers. Partout les Mucorinées apparaissent, souvent accompagnées d'autres moisissures du groupe des Périssporiacées: *Aspergillus*, *Penicillium*, etc. Les fruits en décomposition sont des milieux de prédilection pour un grand nombre de *Mucors*.

Enfin je me suis servi avec avantage des *terres* de forêts, des limons de marécages ou de rivières. Les intéressantes levures trouvées dans ces milieux faisaient prévoir également des récoltes non moins intéressantes au point de vue mycologique. Suivant en cela les conseils de M. le Prof. Chodat, j'eus la surprise de rencontrer, dans les sols, un assez grand nombre d'espèces dont quelques-unes n'étaient pas encore décrites. Pour obtenir de ces terres les moisissures qui y pullulent, il faut en prendre des particules que l'on inocule dans des milieux nutritifs appropriés, comme je l'indique ci-dessous.

Méthodes d'inoculation des terres. Résultats.

On peut se servir comme milieux d'inoculation soit du moût gélatinisé en tubes ou en vases d'Erlenmeyer, soit du pain humide. C'est ce dernier substratum qui me paraît le plus avantageux. A cet effet, je prépare, dans des vases de Petri, du pain stérilisé à 120° en présence d'une quantité d'eau telle que le milieu reste solide après refroidissement. Ces récipients enveloppés du papier buvard dans lequel ils ont été stérilisés ne sont ouverts qu'au dernier moment. Lors de l'inoculation, je prélève des particules terreuses à l'aide d'une allumette flambée qui tient lieu de fil de platine. Les récipients sont ensuite soigneusement enveloppés du papier stérilisé et conservés dans une boîte ad hoc.

La surface plus grande que présentent les vases de Petri, ainsi que la faculté que l'on a de les empiler, leur assure un avantage incontestable sur d'autres récipients.

La fréquence de certaines espèces dans le sol laisse présumer qu'elles jouent un rôle qu'il serait intéressant de définir. Moeller¹⁾ a déjà rencontré parmi les mycorrhizes des sapins quatre Mucors : *M. plumbeus* (= *M. spinosus*), *M. Moelleri*, *M. Ramannianus*, *M. racemosus*. Dans le tableau ci-dessous, plusieurs des espèces de Moeller ont été retrouvées dans le sol de nos forêts en compagnie d'autres espèces très fréquentes :

No d'ordre	Dates	Stations	Espèces trouvées
1	12 III 06	Belvédère de l'Université	Absidia Lichtheimi, Sterigmatocytis, Aspergillus.
2	21 III 06	Terre de jardin, Eaux-Vives	Rhizopus nodosus, Mucor racemosus, M. flavus.
3	25 III 06	Terre jardin à Conches	Absidia Lichtheimi, A. spinosa, Cunninghamella elegans.
4	25 III 06	Terre jardin avec fumier, id.	Périsporiacées (pas de Mucorinées).
5	25 III 06	Belvédère de l'Université	M. flavus. Périsporiacées diverses.
6	25 III 06	Bois près de Conches	M. Moelleri.
7	25 III 06	Limon de l'Arve près Conches	M. racemosus.
8	30 III 06	Terre, serre du jardin des Bastions	Rhizopus nodosus.
9	30 III 06	Serre à fougères, Bastions	R. nodosus. M. racemosus.

¹⁾ Moeller, Zeitschrift für Forst- u. Jagdwesen, Jhrg. XXXV, 1903, p. 330.

No d'ordre	Dates	Stations	Espèces trouvées
10	30 III 06	Orangerie des Bastions	M. racemosus.
11	2 IV 06	Bois du Vuache (Fort de l'Ecluse)	Cunninghamella elegans.
12	8 IV 06	Terre, bois du Vuache	Absidia glauca. Mucor lamprosporus.
13	8 IV 06	Terre, bois du Vuache, versant sud	A. glauca.
14	10 IV 06	Vase de marécage, Sionnet	Périsporiacées, Aspergillus, bactéries nombreuses.
15	13 IV 06	Terre, bois près Chambésy	Absidia glauca + Mucor racemosus.
16	13 IV 06	Poussière de la route de Meyrin	Mucor adventitius.
17	13 IV 06	Terre, Petit-Saconnex	Mucor lamprosporus, Mucor hiemalis
18	13 IV 06	Etang Chambésy	Mucor racemosus, M. griseocyanus.
19	14 IV 06	Terre à Dardagny	Rhizopus nigricans, Mucor racemosus.
20	15 IV 06	Terre, près Grabs, St-Gall	Mucor racemosus.
21	15 IV 06	Forêt de hêtres près Grabs	Mucor plumbeus.
22	15 IV 06	Ecuries à Grabs	Mucor racemosus.
23	18 IV 06	Terre de prés près Dardagny	Mucor racemosus.
24	29 IV 06	Terre, bois aux Beulets, Salève	Mucor racemosus.
25	29 IV 06	Terre, haies à Pommiers, Sal.	Mucor racemosus.
26	29 IV 06	Bois Caran près d'Onex	M. Moelleri, M. lamprosporus.
27	29 IV 06	Purin aux Beulets, Salève	M. racemosus, Périsporiacées.
28	30 V 06	Terre près du Montenvers, Chamonix	Périsporiacées.
29	1 VIII 06	Tronc pourri de Fagus, Chemin	Absidia glauca, Mucor racemosus.
30	1 VIII 06	Terre sous Fagus à Chemin	Mucor plumbeus, Absidia glauca.
31	1 VIII 06	Terre dans les seigles, id.	Mucor plumbeus, Aspergillus spec.
32	1 VIII 06	Terre sous les sapins, id.	Mucor racemosus.
33	1 VIII 06	Terre sous les myrtilles, id.	Absidia glauca.
34	1 VIII 06	Terre sous les mélèzes, id.	Absidia glauca, Piptocephalis Freseniana.
35	14 VIII 06	Terre sommet des Diablerets	Mucor flavus.
36	7 VIII 06	Terre, Pont de Nant	Mucor racemosus.

No d'ordre	Dates	Stations	Espèces trouvées
37	10 VIII 06	Terre près Chésières	Mucor racemosus, M. plumbeus.
38	10 VIII 06	Forêt de sapins, Col de la Croix	M. racemosus, Absidia glauca.
39	24 VIII 06	Serres de l'école de Châtelaine	M. plumbeus, M. racemosus.
40	10 IX 06	Terre bois de sapins, Pralong, Savoie	Absidia glauca, Périssporiacées.
41	10 IX 06	Racines de sapins, Pralong, id.	Mucor adventitius, Absidia glauca.
42	10 IX 06	Sommet de la pointe du Midi, id.	Mycelium blanc indéterminé.
43	21 IX 06	Forêt de sapins, Dôle	M. racemosus. M. sylvaticus, Absidia glauca.
44	21 IX 06	Sur Armillaria mellea, Dôle	M. Mucedo, M. racemosus.
45	24 IX 06	Bois de sapins, Pers Jussy, Savoie	Mucor genevensis.
46	26 VII 07	Sommet du Portalet, Valais	Rhizopus nodosus.
47	28 VII 07	Pointe d'Orny, Valais	Botrytis cinerea, Périssporiacées diverses.
48	28 VIII 07	Terre à l'Etivaz, près Château-d'Ex	Mucor.
49	29 VIII 07	Terre, Toumaley, id.	M. plumbeus, M. sylvaticus.
50	30 VIII 07	Terre, sentier, près Rougemont, id.	Absidia glauca, Rhizopus nigricans, Mucor racemosus.
51	30 VIII 07	Terre vallon du Flumi, près Château-d'Ex	Mucor sylvaticus, M. racemosus.
52	3 IX 07	Bois du Ramaclé, Château-d'Ex	Mucor racemosus.
53	4 IX 07	Col de Solemont, Vaud	Mucor griseo-cyanus, M. adventitius, Piptocephalis Freseniana.
54	4 IX 07	Sommet de la Tornettaz (excréments)	Pilobolus roridus.
55	4 IX 07	Rougemont	Mucor adventitius, Piptocephalis Freseniana.
56	10 IX 07	Boue glaciaire, mer de Glace	Penicillium, Botrytis cinerea.
57	10 IX 07	Sur Bovista	Absidia glauca, Mucor plumbeus.

No d'ordre	Dates	Stations	Espèces trouvées
58	17 IX 07	Terre Forêt de la Croisette, Salève	Absidia glauca.
59	17 IX 07	Terre, id.	Absidia glauca.
60	20 IX 07	Terre, près Perrignier	Botrytis cinerea, Mucor griseo-cyanus.
61	20 IX 07	Terre, près Perrignier	Absidia glauca, M. sylvaticus.
62	28 IX 07	Terre, Bois de Jussy, près Genève	Mucor genevensis.

Les nombreuses courses que j'ai eu l'occasion de faire dans les Alpes m'ont convaincu que les spores des moisissures en général se trouvent non seulement à toute altitude, mais encore en plein glacier, dans les boues qui s'accumulent dans les creux de la glace. Il semble que l'ardeur des rayons solaires, les très fortes différences de température de la nuit et du jour ne nuisent aucunement à la faculté germinative des spores, qu'elles s'y conservent au contraire indéfiniment. J'ai vérifié ce fait une fois de plus au cours d'une ascension au Mont-Blanc que je fis en été 1906 (montée par l'aiguille du Goûter et descente par les Grands Mulets). Des échantillons de boue furent prélevés à différentes altitudes et voici quels furent les résultats des inoculations :

<i>Lieux</i>	<i>Altitude</i>	<i>Espèces trouvées</i>
Terre, à Tête Rousse . . .	3167 m	Botrytis cinerea, Cladosporium sp. Mucor flavus.
Rochers, Aiguille du Goûter	3800 m	Botrytis cinerea, Penicillium glaucum.
Névés, cabane du Goûter .	3816 m	Botrytis cinerea, Alternaria tenuis.
Rochers, cabane Vallot . .	4362 m	Acremonium alternatum, mycélium blanc?
Sommet, sol de la cabane Janssen	4810 m	Mucor Jansseni, M. dimorphospo- rus, Penicillium, Alternaria tenuis.
Rochers, Grands Mulets . .	3057 m	Alternaria tenuis, Mycélium blanc crème?
Boues glaciaires, Grands Mulets	3057 m	Dendryphium penicillatum, Pe- nicillium glaucum, levure rose?
Boues, glacier des Bossons	2800 m	Rhizopus nodosus, M. flavus.

Il résulte de ces expériences que les spores des moisissures peuvent être transportées par le vent jusqu'aux plus hautes altitudes. La plus répandue semble être le *Botrytis cinerea* qui produit sur les raisins en automne la « pourriture noble ». Quant aux Mucors de la cabane Janssen, leurs spores ont été probablement amenées avec les provisions ou les habits des excursionnistes.

Méthodes de culture des Mucorinées.

L'emploi des méthodes bactériologiques et l'usage des cultures pures sont devenus actuellement indispensables pour l'étude des Mucorinées, car ces champignons peuvent presque tous se cultiver sur des milieux artificiels. En dehors de ces méthodes, on ne saurait avoir des garanties suffisantes pour l'identité des espèces. Il est donc tout à fait nécessaire que le mycologue soit, s'il veut s'occuper de cette étude, initié aux méthodes bactériologiques. Ce n'est pas le lieu de les exposer ici et je me bornerai à indiquer les milieux de culture qui m'ont donné les résultats les plus satisfaisants.

Il y a 20 ans déjà que Constantin¹⁾ insistait sur l'avantage que présenterait la conservation des cultures pures et l'installation d'herbiers vivants réunissant les types décrits. Des collections de cultures ont, depuis lors, été constituées dans la plupart des laboratoires. L'Association internationale des Botanistes a chargé Mlle J. Westerdijk, directrice du laboratoire de phytopathologie d'Amsterdam, du soin de maintenir la collection complète des espèces isolées et décrites. Cette institution est appelée à rendre des services incontestables et j'ai pu, au cours de ce travail, en apprécier toute la valeur.

Milieux de culture.

Nous les diviserons en deux catégories, les *liquides* et les *solides*.

a) *Milieux liquides*. Lutz et Gueguen²⁾ ont préconisé l'emploi, pour la culture des champignons, des liquides de Raulin neutre et acide. L'avantage de ces liquides artificiels est d'unifier les méthodes de culture, ce qui donne plus de garantie sur l'identification des espèces.

¹⁾ Constantin, Bull. Soc. myc. Fr., t. IV, 1888, p. 47.

²⁾ Lutz et Gueguen. Congrès de Paris 1900, p. 415.

<i>Liquide de Raulin neutre:</i>	<i>Liquide de Raulin acide:</i>
Eau 1500 gr	Eau 1500 gr
Sucre candi. 70 »	Sucre candi. 70 »
Tartrate neutre de potas- sium 6,5 »	Acide tartrique 4 »
Nitrate d'ammonium 4,5 »	Nitrate d'ammonium 4 »
Phosphate de potassium 0,6 »	Phosphate d'ammonium 0,6 »
Carbonate de magnésie 0,4 »	Carbonate de potassium 0,6 »
Sulfate de potassium 0,25 »	Sulfate d'ammonium 0,25 »
	Carbonate de magnésie 0,6 »

Lorsqu'il s'agit des moisissures de l'ordre des Périssporiacées, telles que *Penicillium*, *Aspergillus*, etc., ces liquides conviennent admirablement. J'ai trouvé par contre qu'ils sont beaucoup moins favorables pour le développement des Mucorinées. Si l'on veut vérifier le pouvoir de fermentation, les liquides de Raulin ne peuvent pas remplacer le moût de raisin, même si l'on remplace le saccharose par du glucose.

D'autres milieux ont été indiqués et m'ont donné de bons résultats. Je mentionnerai les suivants :

<i>1° Liquide de Veirijski¹⁾</i>	<i>2° Solution de Meyer²⁾</i>
Sucre de canne 25 gr	Hydrates de carbone 15 gr
Urée 5 »	Tartrates d'ammonium 1 »
Carbonate de potasse 0,01 »	Phosphate de potasse 0,5 »
Phosphate de potasse 0,02 »	Sulfate de magnésie 0,25 »
Sulfate de magnésie 0,12 »	Phosphate de calcium 0,005 »
Sulfate de fer 0,03 »	Eau distillée 100 cm ³
Sulfate de zinc 0,03 »	
Silicate de potasse 0,03 »	
Eau 500 »	

(N° 1. Faire la solution sucrée, ajouter 8 gouttes d'acide chlorhydrique pour intervertir le saccharose, puis ajouter les autres sels).

Quant au jus de pruneaux préconisé par Bainier, j'ai renoncé à l'employer, car beaucoup de Mucorinées s'y développent très mal ou même pas du tout, si l'on y ajoute une faible quantité d'alcool (1 0/0); c'est pourtant sur ce milieu déclaré excellent que Bainier dit avoir provoqué l'apparition des zygosporos dans un assez grand nombre de Mucorinées.

¹⁾ Veirijski. Recherches sur la morphologie et la biologie du *Trichophyton*, etc. (Ann. de l'Institut Pasteur, I, 1887).

²⁾ Employée par Saïto. Journal of Coll. Scien. imp. Tokio, t. 19, p. 1.

b) *Milieux solides*. Le moût de raisin exactement neutralisé, puis gélifié (10 ‰) est un excellent milieu de culture. Il en est de même du pain humide stérilisé.

Les Mucorinées se développent avec le maximum de luxuriance dans le milieu suivant :

Vin blanc 1 litre, chauffé à feu nu pendant $\frac{1}{2}$ heure jusqu'à élimination complète de l'alcool. On remplace l'eau perdue dans l'évaporation en le ramenant au volume primitif. On neutralise exactement, on ajoute 10 ‰ de gélatine et l'on filtre.

Je ne sais d'où peut provenir la luxuriance de végétation dans ce milieu. Je l'ai attribuée d'abord à la glycérine qui prend naissance au cours de la fermentation du moût; mais des expériences comparatives faites avec du moût glycéринé ont montré que cela n'était pas le cas.

La gélatine dans les milieux solides peut être remplacée par l'agar-agar 1 $\frac{1}{2}$ ‰. On a l'avantage que le milieu ne se liquéfie pas. Des essais comparatifs montrent cependant que les Mucorinées croissent mieux sur les milieux gélatinisés.

Le vin privé d'alcool, liquide, ne convient pas, même lorsqu'il est neutralisé.

Méthodes de culture employées.

Trois ou quatre jours après leur inoculation dans le pain stérilisé, les Mucorinées se développent et il s'agit de les isoler. La plupart du temps, il suffit de toucher un sporange à l'aide d'un fil de platine flambé, et de le repiquer sur moût gélatinisé (10 ‰) pour obtenir, quelques jours après, une culture absolument pure. Cependant cette méthode ne convient pas dans tous les cas, un mélange étant toujours possible. Il faut alors recourir aux méthodes de dilution en usage en bactériologie. La meilleure méthode de sélection est celle que préconise Hansen¹⁾ pour les levures. Elle consiste, après dilution convenable (qui ne doit pas être trop forte) dans du moût gélatinisé encore liquide, à porter une goutte de la dilution sous le couvre-objet, préalablement flambé, d'une chambre de Ranvier, puis à rechercher au microscope une spore qui sera l'initiale de la colonie.

Schouten²⁾ donne une méthode plus précise encore, d'après lui, mais que je ne recommande pas, car les complications introduites sont autant de risques d'infection. La meilleure preuve en est que la pre-

¹⁾ Hansen. Comptes rendus des travaux du Laboratoire de Carlsberg.

²⁾ Schouten. Zeitschrift für Mikroskopie, XXII, 1905.

mière fois qu'il utilise sa méthode, il devient victime d'une grave méprise, imputable à une infection du dehors (voir plus loin à propos du *Mucor javanicus*).

La méthode de culture en chambre de Ranvier est indispensable pour l'observation de la germination, de la formation du mycélium et des zygospores. Il faut se garder cependant de prendre comme type pour la détermination une espèce cultivée dans ces conditions, car le peu de matières nutritives, le manque d'oxygène, entravent la croissance et donnent naissance à des modifications très sensibles.

On peut déjà constater de pareilles modifications dans des cultures ordinaires en vases d'Erlenmeyer. La cause en est due à l'état de gélification du milieu. Si ce dernier est trop solide, le champignon a de la peine à pousser, les sporangiophores restent courts; si, au contraire, il est trop mou par suite d'une stérilisation au-dessus de 110°, ou à cause de la chaleur de l'été, la culture se comporte comme en milieu liquide et le mycélium est parfois seul à se développer.

Il en résulte que le plus grand soin doit être apporté à la confection des milieux de culture et à leur stérilisation. La température influant aussi sur le développement des cultures, il convient de les maintenir à la température uniforme de 15 à 18°.

De quelques expériences sur les cultures de Mucorinées.

Influence des hydrates de carbone.

Comme il résulte de cultures comparatives faites sur vin privé d'alcool, que la gélatine donne un milieu nutritif bien supérieur à celui que l'on obtient avec la gélose, il était possible que la nature des hydrates de carbone exerçât aussi une influence sur la valeur du milieu.

Pour m'en assurer, j'ai fait, d'après le tableau suivant, un milieu nutritif agarisé et j'ai modifié chaque fois la nature de l'hydrate de carbone. Les espèces mises en expériences ont été prises au hasard, afin de pouvoir tirer des conclusions plus générales.

En jetant un coup d'œil sur le tableau, on constate qu'à côté de préférences individuelles, toutes les espèces montrent une prédilection générale pour le lactose et le glucose. C'est ce qui m'a déterminé à remplacer, dans les cultures subséquentes, les divers sucres par le glucose.

Tableau montrant l'influence des hydrates de carbone en milieux solides.
 — développement faible; + bon développement; ++ maximum.

Mucor Rouxianus	Circinella aspera	Mucor racemosus	Absidia Lichttheimi	Circinella minor	Thamnidium elegans	Mucor pirelloïdes	Sporodinia grandis	Chaetostylum Fresenii	Mucor plumbeus	M. javanicus	M. lamprosporus	Absidia ramosa var. Zurcheri	Absidia ramosa var. Rasti	M. Jansseni	Piptocephalis Freseniana	Cunninghamella elegans	M. griseo-cyanus	M. dimorphosporus	M. Prainii	Hydrates de carbone
-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Extrait de levure 2% Agar 1 1/2% sans hydrates
+	++	+	+	-	+	++	++	++	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	Même milieu + glucose 5%
+	+	+	-	-	+	+	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	+	+	+	id. + maltose 5%
++	-	++	++	-	++	++	+	+	++	+	++	++	++	+	+	+	+	++	++	id. + lactose 5%
+	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	+	+	-	id. + saccharose 5%
++	-	-	+	-	+	-	+	-	-	++	-	-	-	+	+	+	+	+	+	id. + amidon 5%

Pouvoir fermentescible; rendement en alcool.

Certaines Mucorinées font abondamment fermenter le moût de raisin; leur pouvoir fermentescible dépend cependant de l'espèce. Le tableau ci-dessous montre que les espèces qui fermentent le mieux se comportent comme les levures en poussant la fermentation plus ou moins loin.

Espèces	Quantité d'alcool en volume
<i>Mucor Jansseni</i>	3.41 %
» <i>lamprosporus</i>	3.71 %
» <i>javanicus</i>	2.83 %
» <i>plumbeus</i>	4.62 %
» <i>Pirelloïdes</i>	1.06 %
» <i>racemosus</i>	4.62 %
» <i>Rouxianus</i>	5.25 %
» <i>griseo-cyanus</i>	4.— %
» <i>genevensis</i>	5.21 %

Pouvoir germinatif des spores.

Comme on le sait, les spores de Mucorinées perdent, dans les cultures, leur pouvoir germinatif, au bout d'un temps variable selon les espèces. Le tableau qui suit montre bien que ce sont souvent les espèces les plus communes qui perdent le plus vite leur faculté de germer.

<i>Espèces</i>	<i>Observations</i>
<i>Mucor Rouxianus</i>	Spores encore vivantes et germant après 10 mois.
<i>Circinella aspera</i>	Spores germant après 10 mois.
<i>Mucor Praini</i>	Pouvoir germinatif perdu après 10 mois.
<i>M. racemosus</i>	Spores germant après 10 mois.
<i>M. hiemalis</i>	Pouvoir germinatif perdu après 8 mois.
<i>M. Mucedo</i>	» » » » 3 »
<i>M. spinescens</i>	» » » » 3 »
<i>Circinella minor</i>	Spores germant après 10 mois.
<i>Thamnidium elegans</i>	Pouvoir germinatif perdu après 8 mois.
<i>Mucor pirelloïdes</i>	» » » » 4 »
<i>Sporodinia grandis</i>	» » » » 3 »
<i>Rhizopus nodosus</i>	» » » » 6 »
<i>Rhizopus nigricans</i>	» » » » 3 »
<i>Rh. Cambodja</i>	» » » » 8 »
<i>Chaetostylum Fresenii</i>	» » » » 8 »
<i>Mucor plumbeus</i>	Spores germant après 8 mois.
<i>Cunninghamella elegans</i>	Pouvoir germinatif perdu après 2 mois.

Les cultures qui courent le plus de risques d'être perdues, si on ne les repique pas, sont donc : *Mucor Mucedo*, *Rhizopus* (toutes les espèces), *Sporodinia grandis*, *Cunninghamella* et un certain nombre de *Mucors*.

Si une culture repiquée ne reprend plus sur moût gélatinisé à cause de son âge, on peut la régénérer en inoculant le mycélium dans du pain humide stérilisé.

La cause de la perte de la faculté germinative doit être attribuée à l'autophagie. Le champignon possède des ferments protéolytiques qui, en présence de l'humidité, peptonisent les cellules restées vivantes. Des expériences ont été faites à ce sujet sur le *Rhizopus nigricans* et on les trouvera relatées à propos de cette espèce.