

Action cryptogamicide comparée des sels de cuivre de nickel de zinc, de fer et d'aluminium sur divers champignons parasites

Autor(en): **Fæs, H. / Stæhelin, M.**

Objektyp: **Article**

Zeitschrift: **Mémoires de la Société Vaudoise des Sciences Naturelles**

Band (Jahr): **2 (1924-1928)**

Heft 2

PDF erstellt am: **17.07.2024**

Persistenter Link: <https://doi.org/10.5169/seals-248661>

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.

**Action cryptogamicide comparée des sels de cuivre,
de nickel, de zinc, de fer et d'aluminium
sur divers champignons parasites,**

PAR

le D^r H. FÆS, Chef, et le D^r M. STÆHELIN, Assistant,
de la Station fédérale d'essais viticoles, à Lausanne.

Dans la lutte contre le mildiou, les Stations de recherches viticoles tendent depuis plusieurs années déjà de remplacer le sulfate de cuivre, coûteux, par des produits similaires plus avantageux, mais de même pouvoir fungicide.

Jusqu'alors on avait essentiellement utilisé dans la lutte contre les parasites végétaux les métaux lourds tels que le cuivre, l'argent et le mercure. Dans le but de les remplacer des essais furent tentés avec des sels de nickel (1, 3, 5¹), zinc (1, 2, 3, 5), fer (2), aluminium (3, 5), et cadmium (1, 3, 5), ainsi qu'avec des métaux du groupe des terres rares (3, 4, 5). D'autre part les préparations colloïdales lancées sur le marché devaient remplacer essentiellement le sulfate de cuivre.

C'est en 1807 déjà qu'à la suite de ses recherches Prévost (6) préconisa l'action toxique du sulfate de cuivre sur la carie et le charbon du blé. Kühne (7) continua ces recherches et mit au point la question du vitriolage des blés.

En 1886, Millardet (8) entreprend les premiers essais de sulfatage de la vigne et constate que les conidies du *Peronospora viticola* émettent encore des zoospores dans une solution concentrée de chaux à 1 : 10,000, pour le fer à 1 : 100,000 et pour le cuivre à 1 : 10,000,000. Dufour (9) qui porta ses recherches sur l'action toxique du sulfate de cuivre sur le *Fusicladium*, le *Claviceps*, le *Pleospora*, le *Phragmidium* et plusieurs espèces de rouille, conclut que la germination des spores de ces divers champignons s'effectuait régulièrement dans une solution de sulfate de cuivre à 1 : 100,000 ; qu'elle était moins constante et souvent anormale.

¹ Les chiffres cités dans le texte se rapportent à la bibliographie.

dans des concentrations à 1 : 1000,000. Pour certains champignons par contre, la germination des spores n'était entravée que dans les solutions atteignant un degré de concentration de 1 : 10,000.

Les recherches de Prévost, Kühn, Millardet et Dufour furent le début d'une longue série de recherches scientifiques et pratiques dans la lutte contre les parasites végétaux. Il serait trop long d'entrer dans tous les détails des recherches effectuées par bon nombre de savants dans ce domaine, nous ne citerons que les travaux les plus récents soit au point de vue scientifique, soit au point de vue pratique (11, 12, 13, 14, 15).

Il nous a paru utile d'étudier en premier lieu, la manière dont se comportaient les champignons vis-à-vis des substances dites anti-septiques et de déterminer dans la mesure du possible la dose à laquelle ces différents corps peuvent entraver le développement des spores de certains champignons.

Les bouillies cupriques utilisées jusqu'à ce jour, la Bouillie bordelaise, la Bouillie bourguignonne, de même le Verdet, ont donné des résultats positifs incontestables dans la lutte contre les parasites végétaux ; si l'on cherche à leur créer des succédanés, c'est uniquement pour des raisons d'ordre économique.

Le travail que nous présentons aujourd'hui a pour but d'éluider les questions ci-après :

1° Influence des sels de cuivre, nickel, zinc et fer sur la germination et le développement des spores de certains champignons.

2° Influence des deux sels combinés cuivre et nickel.

3° Influence des quatre sels combinés cuivre, nickel, zinc et fer.

Les champignons qui servirent à nos recherches furent les suivants : *Botrytis cinerea*, *Trichothecium roseum*, *Sterigmatocystis niger*, *Rhizopus nigricans*, *Sclerotinia fructigena*, *Sclerotinia laxa* et *Penicillium glaucum*. Nous avons exclu de notre matériel de recherches le mildiou de la vigne (*Peronospora viticola*) et le mildiou de la pomme de terre (*Phytophthora infestans*), Wütrich ayant déjà consacré à ces deux champignons parasites une étude semblable à celle que nous publions aujourd'hui. Il était en outre de toute nécessité que nous possédions, pour la réussite de nos recherches, un matériel à germination facile.

Tous ces champignons furent cultivés sur des milieux nutritifs et repiqués tous les trois mois. Pour vérifier la valeur cryptogamicide des divers sels, nous préparons des solutions de concentrations équivalentes de sulfate de cuivre, nickel, fer, zinc et alu-

minium. Ces sels étant bi- et trivalents avec de l'eau de cristallisation en proportions variables, nous avons dû, pour pouvoir les comparer, rapporter leurs concentrations à l'équivalent par litre pour chacun d'eux.

Les méthodes de culture furent les suivantes :

a) Culture des champignons en chambre humide d'après la méthode de J. Dufour et Wütrich.

b) Culture des champignons dans du jus de fruit stérilisé.

c) Culture des champignons sur milieu nutritif additionné d'Agar-Agar, suivant la méthode de Molz (10).

A. MÉTHODE EN CHAMBRE HUMIDE.

Nous préparons une solution mère de chaque sel en expérience de 0,1 équivalent gr. par litre, à laquelle nous ajoutons des substances nutritives pour faciliter la germination des spores.

Notre étude a porté sur des liquides de concentrations décroissantes dilués avec la même solution nutritive. Une petite plaque de verre sur laquelle on a mis une goutte de la solutionensemencée est placée sur un porte-objet présentant au centre une légère cuvette. Une mince couche de vaseline fixe la plaque de verre au porte-objet et empêche l'évaporation du liquideensemencé. Une quantité minimale de spores suffisant comme matériel d'ensemencement, l'utilisation des chambres humides pour ce genre de recherches était ici très appropriée.

Durant huit jours nous contrôlons le développement de la germination et par l'introduction d'un verrelet quadrillé dans l'oculaire du microscope, nous sommes à même de procéder à un décomptage minutieux des spores germées ou non.

B. CULTURE DES CHAMPIGNONS DANS DU JUS DE FRUIT STÉRILISÉ.

Cette méthode consistait donc à cultiver les divers champignons dans du jus de fruit stérilisé (stérilisation d'une durée de 20 minutes et à 105°), auquel nous ajoutons les sels toxiques à différentes concentrations. Ce jus de fruit ainsi préparé est ensuite versé dans des Erlenmeyer ; après une seconde stérilisation, nous introduisons les champignons dans le liquide.

Nous avons adopté pour nos tableaux les signes conventionnels suivants : 0 = pas de germination ; + = léger développement du mycelium, sans formation de spores ; ++ = développe-

ment du mycelium et formation de spores ; +++ = la surface est entièrement recouverte par le mycelium et les spores.

C. CULTURE DES CHAMPIGNONS EN MILIEU NUTRITIF ADDITIONNÉ D'AGAR. (Méthode de Molz.) (10)

Cette 3^e méthode consistait à cultiver les champignons en milieu solide ; dans ce but nous utilisons la solution nutritive ci-après, qui se montra très favorable au développement de nos champignons : 1000 cm³ d'eau ; 1,0 gr. K₃(PO₄)₂ ; 1,0 gr. Mg SO₄ ; 2,5 gr. NH₄ NO₃ ; 30,0 gr. glucose × 20,0 gr. agar. Dans cette série d'essais, nous avons utilisé séparément le sulfate de nickel et le sulfate de cuivre, puis les deux sels réunis. Les milieux nutritifs à la concentration de 0,01 de sulfate de cuivre ou de nickel ne se coagulant plus, nous sommes obligés de diluer ces solutions pour obtenir un milieu nutritif normal et solide. En incorporant les deux sels réunis, la coagulation ne s'opérait plus déjà à la concentration de 0,001, ce qui nous a forcé, dans ce cas, à une dilution encore plus grande.

Les solutions sont ensuite réparties sur des plaques de Petri et l'inoculation avec les divers champignons en étude s'opère au centre de la plaque. A titre de comparaison, nous avons effectué en double chaque culture, puis nous mesurons, à quelques jours d'intervalle, la surface d'expansion du mycelium.

BOTRYTIS CINEREA. Tabelles I-VII.

Ce champignon qui provoque non seulement la pourriture des fruits à noyaux et à pépins mais aussi celle des raisins, fut déjà l'objet de recherches semblables aux nôtres. A titre de comparaison nous citerons brièvement quelques résultats obtenus par Ravaz et Gouiraud (16), et par Guillon (17).

Dans leurs expériences sur l'action toxique du sulfate de cuivre sur le *Botrytis cinerea*, ces auteurs ont constaté que la germination s'effectuait encore à la concentration de 3:1000, et qu'elle était annulée à celle de 5:1000. En utilisant le sulfate de nickel comme agent toxique, la germination des spores était entravée déjà à la concentration de 0,25 ‰. Le pouvoir fongicide de ce dernier sel serait donc beaucoup plus marqué que celui du sulfate de cuivre. Les sels de fer et d'aluminium utilisés aux mêmes concentrations que le sulfate de cuivre exercèrent également, sur

le développement du champignon, une action toxique plus conséquente. Le sulfate de zinc, par contre, n'entravait que peu ou pas la germination des spores.

Nos recherches personnelles aboutirent également à la conclusion que le sulfate de nickel était un agent toxique de tout premier ordre, car la germination des spores du *Botrytis cinerea* fut entravée dans nos essais, déjà à une concentration de 0,01. Viennent ensuite les sulfates de fer et de zinc en solution à 0,02, puis le sulfate de cuivre à 0,05 et enfin le sulfate d'aluminium qui à la concentration de 0,1 permet encore le développement des spores.

Ci-après le résultat de nos recherches sur ce champignon :

Sels métalliques utilisés.	Germination normale (plus de 50% des spores germées) eq. gr. pr. lit.	Germination ralentie (moins de 25% des spores germées) eq. gr. pr. lit.	Germination nulle eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,001	0,01	0,05
Ni SO ₄	0,001	0,01	0,02
Fe SO ₄	0,001	0,02	0,03
Zn SO ₄	0,005	0,02	0,03
Al ₂ (SO ₄) ₂	0,005	0,05	0,1

En cultivant le *Botrytis cinerea* dans un milieu nutritif additionné d'Agar et des sulfates de cuivre et nickel à des concentrations variables, les résultats diffèrent quelque peu. Les doses minimales de 0,000001 jusqu'à 0,00001 exercent une action plutôt stimulante sur le développement du champignon, comparativement aux essais témoins. Nous observons une diminution graduelle de la croissance du champignon dans les solutions concentrées, elle est plus marquée dans celles renfermant du sulfate de nickel que dans celles à base de sulfate de cuivre ; tandis qu'à une concentration de Ni à 0,01 le diamètre du mycelium ne dépasse pas 1 mm., il atteint jusqu'à 30 mm. dans une solution de même concentration mais à base de Cu.

Enfin si nous cultivons le champignon en milieu nutritif saturé des deux sels réunis en doses minimales déterminées, une accélération du pouvoir toxique n'a pas lieu.

Nous avons continué, par trois séries d'essais, l'étude de l'action toxique des deux sels réunis en utilisant à cet effet la méthode de culture décrite sous a). Ci-dessous le résultat de ces recherches :

Cu 0,003	}	+	0,002	}	+	0,005	}	+
Ni 0,001			0,001			0,0025		

Cu 0,006	}	+	0,004	}	+	0,01	}	+
Ni 0,002			0,002			0,005		
Cu 0,009	}	+	0,01	}	+	0,02	}	0
Ni 0,003			0,005			0,01		
Cu 0,015	}	+	0,02	}	0	0,03	}	0
Ni 0,005			0,01			0,015		
Cu 0,03	}	0	0,03	}	0	0,05	}	0
Ni 0,01			0,015			0,025		
Cu 0,06	}	0	0,05	}	0	0,1	}	0
Ni 0,02			0,025			0,05		

Dans la première série nous observons encore une faible germination des spores dans la solution à 0,015 de Cu et de 0,005 Ni. Elle est entièrement entravée à la concentration de 0,03 Cu et 0,01 Ni.

Dans la 2^e série, la germination s'opère encore à la concentration de 0,01 Cu et 0,005 Ni, tandis que dans la solution à 0,02 de Cu et 0,01 de Ni, les spores ne germent plus.

Enfin dans la 3^e série tandis qu'à une concentration de 0,02 Cu et 0,01 Ni les spores du champignon ne germent plus, elles se développent encore dans une concentration de 0,01 Cu et 0,005 Ni.

Dans ces trois séries d'essais nous observons une supériorité incontestable du sulfate de nickel sur le sulfate de cuivre.

TRICHOTHECIUM ROSEUM. Tabelles VIII – XV.

Ce champignon qui se rencontre fréquemment sur du fruit en train de moisir, s'obtient facilement en cultures pures. Sa résistance aux sels métalliques n'a été, à notre connaissance, pas encore étudiée jusqu'ici; toute la bibliographie consultée ne révèle du moins rien à ce sujet. Le *Trichothecium roseum* offre moins de résistance aux sels métalliques que le *Botrytis cinerea* à cause de la membrane très mince de ses spores hyalines, à deux cellules.

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 % eq. gr. pr. lit.	Germination ralentie — de 25 % eq. gr. pr. lit.	Germination nulle eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,0005	0,005	0,02
Ni SO ₄	0,00005	0,005	0,01
Fe SO ₄	0,00005	0,005	0,01
Zn SO ₄	0,0001	0,005	0,01
Al ₂ (SO ₄) ₃	0,0001	0,02	0,03

L'influence toxique des différents sels se manifeste nettement même dans les solutions fortement diluées, nous observons une diminution de la germination des spores déjà dans les solutions à 0,005 ; pour exercer une action, le degré de concentration du sulfate d'aluminium doit être un peu plus élevé, soit 0,02. La concentration qui s'oppose complètement au développement du champignon est de 0,01 pour les sels Ni, Fe et Zn ; de 0,02 pour Cu et de 0,03 pour le sulfate d'aluminium.

En cultivant le *Trichothecium roseum* sur du jus de fruit stérilisé auquel nous ajoutons des doses variables de Cu, Ni, Zn, Fe et Al., les résultats diffèrent quelque peu des précédents. Ici encore le sulfate de nickel exerce sans contredit une action nocive plus marquée que les autres sels employés. Viennent ensuite à des concentrations un peu plus élevées, les sulfates de cuivre, zinc et fer. Le sulfate d'aluminium se révèle par contre impuissant, même à la concentration de 0,1 eq. gr. p. lit.

Si nous cultivons le champignon en milieu nutritif additionné d'agar et de quantités variables de Cu ou de Ni, nous observons une action stimulante dans les solutions les plus diluées de sulfate de cuivre, mais à mesure que le degré de concentration s'élève l'action toxique est graduellement renforcée. L'action nocive du sulfate de nickel par contre s'observe déjà dans les solutions très diluées et augmente graduellement jusqu'à la solution la plus concentrée où nous ne remarquons plus qu'un développement très faible du mycelium. En introduisant les deux sels réunis en milieu nutritif, l'action toxique est un peu plus marquée comparativement aux solutions ne renfermant que l'un ou l'autre des deux sels. Il en est de même par l'adjonction des quatre sels réunis en milieu nutritif.

Comme pour le *Botrytis cinerea*, nos recherches ont plus spécialement porté sur l'action toxique des deux sels réunis, Cu et Ni, sur la germination du *Trichothecium roseum*. Ci-après les résultats obtenus :

Cu 0,001	}	+	0,003	}	+	0,004	}	0
Ni 0,001			0,002			0,004		
Cu 0,002	}	+	0,003	}	+	0,005	}	0
Ni 0,001			0,003			0,004		
Cu 0,002	}	+	0,004	}	+	0,01	}	0
Ni 0,002			0,003			0,005		

Les chiffres ci-dessus démontrent une augmentation sensible du pouvoir cryptogamicide, car si la germination est entravée dans une solution à 0,004 de Cu + 0,003 de Ni, elle est annulée à la concentration de 0,004 Cu + 0,004 Ni.

En comparant ces résultats avec ceux obtenus par l'adjonction séparée soit de sulfate de cuivre soit de nickel, nous remarquons que le champignon se développe encore à la concentration de 0,005 en solution simple et que pour exercer une action nocive absolue, la dose des sels métalliques doit être portée à 0,01 resp. à 0,02.

Pour ce champignon comme pour le *Botrytis cinerea*, il semblerait que la somme des ions et molécules doive atteindre une limite déterminée pour empêcher le développement des spores.

STERIGMATOCYSTIS NIGER. Tabelles XVI - XVII.

Ce champignon facilement cultivable sur du jus de fruits, offre de ce fait un intérêt particulier comme matériel de recherches physiologiques.

Nous avons étudié sa résistance aux sels métalliques en utilisant pour cette série d'essais les méthodes *b)* et *c)*. Ci-après le résultat de nos recherches.

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 %	Germination ralentie — de 25 %	Germination nulle
	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,001	0,1	1
Ni SO ₄	0,0001	0,01	0,1
Fe SO ₄	0,01	0,1	1
Zn SO ₄	0,001	0,01	0,1
Al ₂ (SO ₄) ₃	0,001	0,1	1

Nous observons ici que les sels de nickel et de zinc entravent la germination des spores déjà dans les solutions très diluées et l'annulent complètement à la concentration de 0,1 eq. En utilisant les sels de cuivre, fer et aluminium, la germination est annulée à la concentration de 1 eq.

Pour ce champignon également, nous observons une augmentation (exagération) sensible du pouvoir cryptogamicide par l'adjonction en milieu nutritif et à différentes concentrations des deux sels réunis cuivre et nickel. Tandis qu'on serait en droit d'attendre encore une légère germination dans les solutions à 0,01 de Cu et

0,01 Ni, elle est, dans ces conditions de mélange, absolument annulée. Nous observons également une augmentation du pouvoir toxique dans les solutions renfermant les quatre sels réunis Cu, Ni, Zn et Fe.

En cultivant le champignon en milieu nutritif additionné d'agar, et soit de Cu soit de Ni à différentes concentrations, nous n'observons aucune action stimulante dans les solutions très diluées ; au contraire, le développement du champignon est entravé graduellement suivant le degré de concentration. L'action nocive du sulfate de nickel est un peu plus marquée que celle du sulfate de cuivre.

Si nous réunissons les deux sels Cu et Ni en solution nutritive, l'action toxique n'est pas renforcée.

RHIZOPUS NIGRICANS. Tabelles XVIII - XIX.

Ce champignon qui se rencontre fréquemment sur du pain humide se cultive facilement en milieux nutritifs variés.

Pour un développement normal, ce champignon exige une grande quantité d'air, ce qui provoque une croissance verticale typique des hyphes dans les flacons utilisés pour les cultures. Nous avons étudié l'influence toxique des différents sels métalliques sur la germination des spores en cultivant ce champignon sur du jus de fruits stérilisé auquel nous ajoutons les sels utiles à des concentrations variées.

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 % eq. gr. pr. lit.	Germination ralentie — de 25 % eq. gr. pr. lit.	Germination nulle eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,0001	0,01	0,1
Ni SO ₄	0,00001	0,001	0,01
Fe SO ₄	0,01	0,1	1
Zn SO ₄	0,001	0,01	0,1
Al ₂ (SO ₄) ₃	0,001	0,01	0,1

Le sulfate de nickel entrave la germination déjà dans les solutions très diluées, tandis que ceux de cuivre, zinc et aluminium exercent une action nocive sur ce champignon seulement à la concentration de 0,01. Le sulfate de fer exerce une action toxique très restreinte. En introduisant les deux sels réunis Cu et Ni en solution nutritive, leur influence nocive n'est pas renforcée, au contraire nous observons encore une légère germination dans les solutions à 0,01 de Cu + 0,001 de Ni. Il semblerait ici que chaque sel agisse individuellement sur la germination des spores.

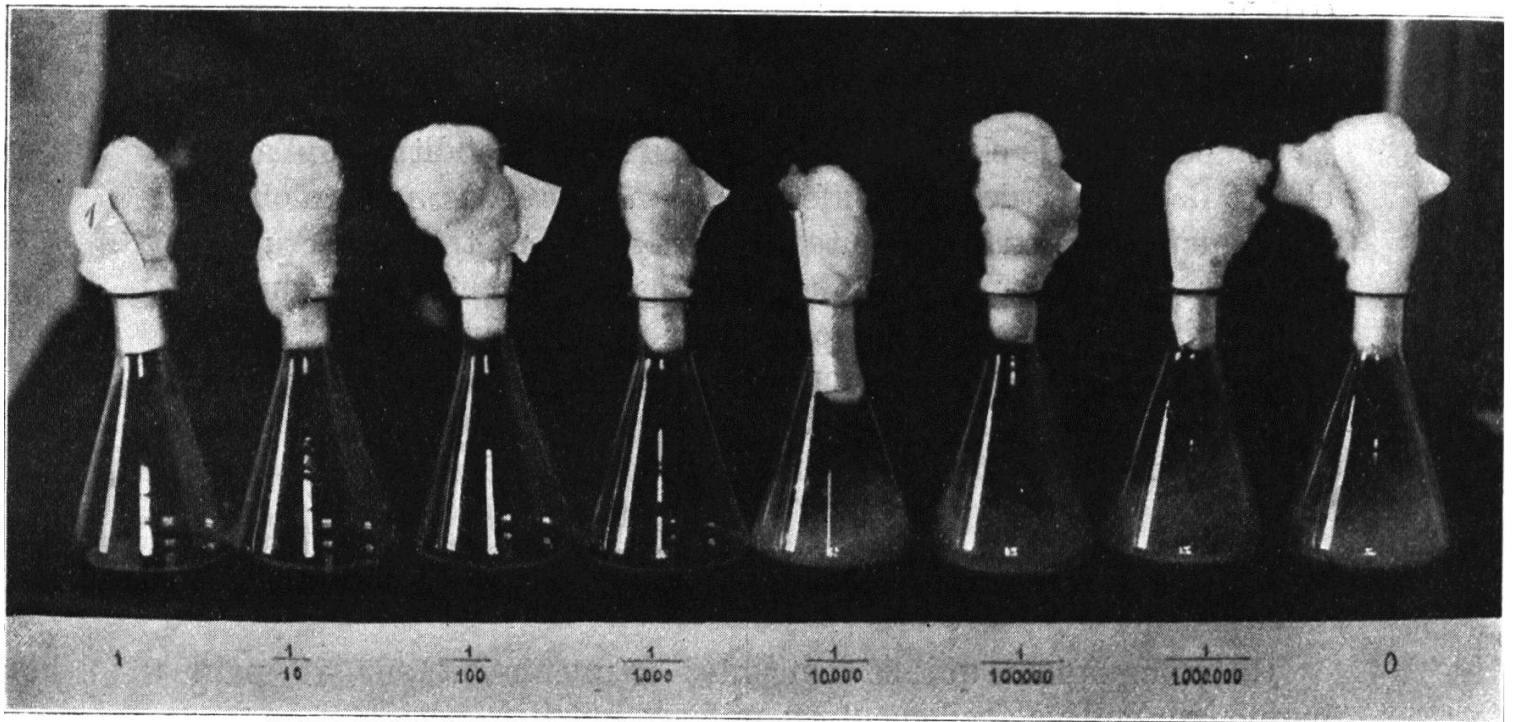


FIG. 1.

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de sulfate de nickel à concentration variable. (Tabelle XVIII.)

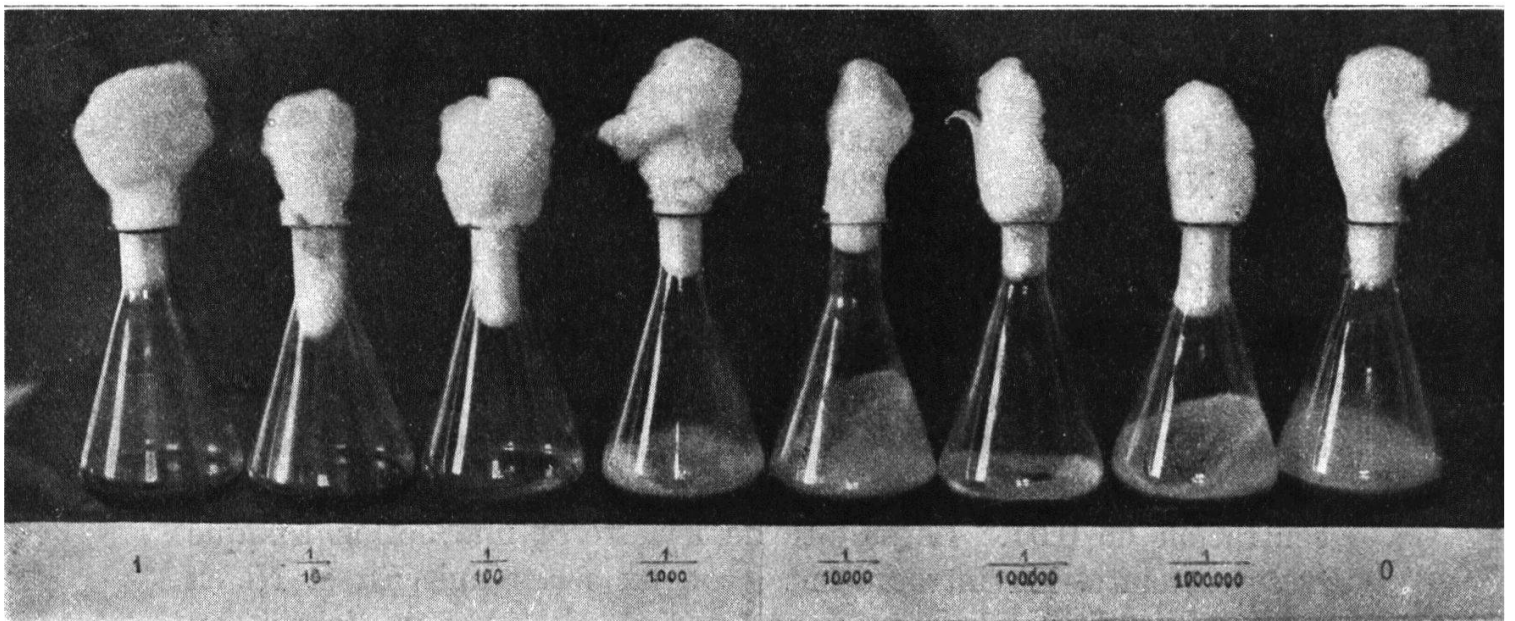


FIG. 2.

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de sulfate de cuivre à concentration variable (Tabelle XVIII.)

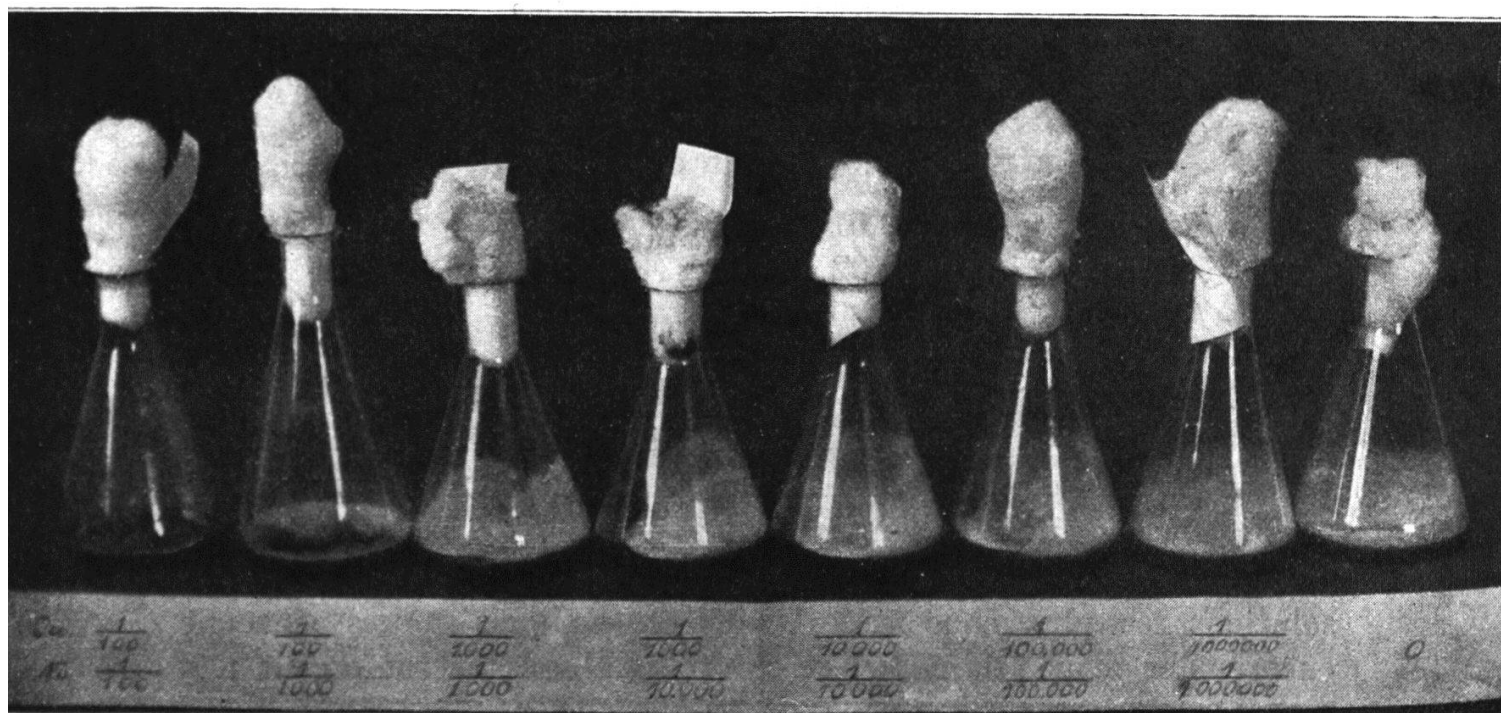


FIG. 3.

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de sulfate de nickel et de sulfate de cuivre à concentration variable. (Table VIII.)

Si nous réunissons en milieu nutritif les quatre sels combinés Cu, Ni, Zn et Fe, nous n'obtenons une action toxique complète qu'à la concentration de 1 %. Ce chiffre élevé s'expliquerait par l'action osmotique exercée par la combinaison de ces quatre sels.

Dans les solutions à base d'agar auxquelles nous ajoutons des doses graduées de sulfate de cuivre ou de nickel ou les deux sels réunis, nous observons, dans les solutions très diluées, une action stimulante sur le développement du champignon. Cette action est plutôt faible dans les solutions contenant le sulfate de cuivre ; elle est plus marquée dans celles à base de sulfate de nickel, et très accentuée par l'adjonction en solution nutritive des deux sels combinés. Cependant, pour chacun de ces essais, la germination est entravée graduellement au fur et à mesure que le degré de concentration augmente.

SCLEROTINIA LAXA. Tabelles XX - XXIX.

Ce champignon est un parasite dangereux des fleurs et branches d'abricotiers.

Nous avons utilisé, pour la germination et le développement de ses spores, la méthode a). Les résultats obtenus sont indiqués dans le tableau ci-après :

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 %	Germination ralentie — de 25 %	Germination nulle
	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,0003	0,003	0,01
Ni SO ₄	0,0001	0,002	0,003
Fe SO ₄	0,01	0,05	0,1
Zn SO ₄	0,02	0,05	0,1
Al ₂ (SO ₄) ₃	0,005	0,05	0,1

Dans cette série d'essais c'est également le sulfate de nickel qui joue le premier rôle comme agent toxique. Vient ensuite le sulfate de cuivre ; les sels de zinc et de fer exercent une action nocive encore inférieure, mais d'égale valeur. Le sulfate d'aluminium par contre se révèle le moins actif, puisque même dans les solutions les plus concentrées utilisées quelques spores germent encore. Les deux sels nickel et cuivre combinés ne renforcent pas le pouvoir toxique.

Les résultats de cette série de recherches sont résumés par tableaux.

Par l'adjonction en milieu nutritif des quatre sels combinés, nous observons encore une légère germination dans les solutions à 0,3 %, resp. 0,5 %. Moins les solutions renfermaient de cuivre ou de nickel plus le degré de concentration susceptible d'entraver la germination devait être renforcé. Tout semble se passer comme si l'action toxique spécifique était pour ainsi dire neutralisée par la présence des sels moins nocifs.

SCLEROTINIA FRUCTIGENA. Tabelles XXX-XXXIII.

Ce champignon est un dangereux parasite des arbres fruitiers. Les chiffres ci-dessous indiquent sa résistance très limitée aux sels métalliques.

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 %	Germination ralentie — de 25 %	Germination nulle
	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,0001	0,0005	0,001
Ni SO ₄	0,0005	0,001	0,005
Fe SO ₄	0,0005	0,005	0,01
Zn SO ₄	0,01	0,05	0,1

L'action nocive du sulfate de cuivre se révèle ici supérieure à celle des autres sels métalliques. Viennent ensuite les sulfates de

nickel et fer ; le sulfate de zinc ne joue qu'un rôle très secondaire. Cette faible résistance aux sels métalliques est peut-être liée à la durée de vie très restreinte des spores de ce champignon. Au contraire, les spores du *Scl. laxa* opposent une résistance considérable au froid et à la dessiccation.

PENICILLIUM GLAUCUM. Tabelles XXXIV - XXXX.

Ce champignon, très répandu sur les milieux les plus différents, offre une résistance limitée à l'influence des sels métalliques. Les recherches de Pulst ont démontré cependant qu'il pouvait s'adapter aisément aux milieux toxiques et se développer sans difficulté dans des concentrations graduées de sels métalliques. Cette élasticité dans ses exigences biologiques explique la grande fréquence du *Penicillium glaucum*.

Elle est confirmée par les résultats de nos recherches sur la germination, le développement des spores et leur résistance aux sels métalliques, car les chiffres diffèrent sensiblement suivant la méthode utilisée.

Sels métalliques utilisés	Germination normale + de 50 %	Germination ralentie — de 25 %	Germination nulle
	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.	eq. gr. pr. lit.
Cu SO ₄	0,0005	0,001	0,01
Ni SO ₄	0,00005	0,001	0,005
Fe SO ₄	0,001	0,03	0,1
Zn SO ₄	0,0001	0,01	0,02
Al ₂ (SO ₄) ₃	0,01	0,05	0,1

Ici encore le sulfate de nickel est de tous les sels utilisés le plus toxique ; viennent ensuite les sulfates de cuivre et zinc. L'influence des sels de fer et d'aluminium est pour ainsi dire nulle.

Les conditions changent quelque peu si nous cultivons le champignon d'après la méthode *b*). Les sulfates de cuivre et de nickel ont une action nocive d'égale valeur, celle du sulfate de nickel est cependant moins marquée que dans les essais précédents. La valeur toxique des autres sels est la même que dans nos essais effectués d'après la méthode *a*). L'intervention des deux sels réunis cuivre et nickel en milieu nutritif ne renforce pas l'action cryptogamicide. Si nous utilisons les quatre sels combinés, la concentration, pour être efficace, doit atteindre le chiffre élevé de 1 %.

Enfin si nous cultivons le champignon en milieu nutritif addi-

tionné d'agar et des sels de cuivre et de nickel, nous observons, comparativement aux essais témoins, une extension du mycelium dans les solutions très diluées. Le développement est entravé dans les solutions très concentrées, l'action toxique exercée par le sulfate de cuivre est ici plus marquée que celle du sulfate de nickel.

Si nous réunissons en milieu nutritif les deux sels, ils exercent une action stimulante très prononcée sur le développement du champignon ; dans les solutions très concentrées, la croissance se ralentit et devient comparable à celle observée dans nos essais témoins.

Un fait spécialement intéressant à enregistrer dans nos expériences est l'action stimulante ou excitatrice, qui n'est pas autre chose qu'un premier degré d'intoxication, exercée sur la croissance de beaucoup d'organismes par certains sels métalliques (cuivre en particulier) en solutions très diluées.

De nombreux auteurs ont déjà fait des constatations analogues, non seulement sur les champignons, mais aussi sur le développement des levures, voire même sur celui des œufs de grenouille¹.

Contribution à la théorie de l'action toxique.

Toutes les substances peuvent, suivant leurs éléments chimiques, exercer une influence sur les échanges nutritifs de la plante.

Les poisons sont des substances qui déjà à de faibles concentrations peuvent exercer une action nuisible, c'est-à-dire entraver le développement ou l'annuler ; mais ils peuvent également à des concentrations extrêmement diluées, exercer une action stimulante ou renforcer le développement.

La virulence d'un poison dépend de la résistance individuelle de l'organisme, des milieux de dilution, de la concentration du poison, de la température et de la durée d'action.

Clark (18) et Pulst (19) ont déjà traité la question de la résistance individuelle des champignons aux solutions toxiques ; celle-ci varie d'une espèce de champignon à l'autre et suivant la solution toxique utilisée. La résistance des spores varie suivant leur âge ; les jeunes comme les vieilles sont moins résistantes que les adultes.

Il va de soi qu'une température élevée renforce l'action toxique ainsi qu'une solution très concentrée et un contact de plus longue durée.

Nous ne parviendrons pas, dans cette étude, à élucider d'une

¹ Dr F. Porchet. Le cuivre, excitant des réactions chimiques et biologiques. Revue scientifique, 18 février 1911.

manière définitive le problème très complexe de l'action toxique, mais nous essayerons d'en tirer certaines conclusions en nous basant sur la partie expérimentale de notre travail.

Dans les substances solubilisées dans l'eau, le développement des spores peut être entravé de deux manières différentes :

1. La solution a la tendance, suivant son degré de concentration, à extraire l'eau enfermée dans la spore, réduit de ce fait la turgescence et provoque un arrêt dans le développement. Si on la met dans une solution plus diluée, la spore n'étant pas tuée, la germination peut se faire.

2. Il faut attribuer à un phénomène osmotique l'empêchement de la germination. Celle-ci peut être entravée, voire annulée dans les concentrations très diluées, du fait que les substances, entrant en contact avec la masse protoplasmique, attaquent ainsi la cellule elle-même. — La mort des cellules a lieu par phénomène physico-chimique ; rappelons à cet effet que les solutions toxiques provoquent des oxydations et des réductions dans la cellule qui, d'une part endommagent sérieusement le protoplasme et détruisent, d'autre part, les substances fermentescibles.

Ces différents troubles et altérations des réactions vitales des cellules amènent nécessairement leur mort.

L'influence toxique sur les cellules de la plante est en rapport avec la structure de la cellule et de son contenu. La structure d'une cellule type de plante est connue. La membrane cellulaire forme l'enveloppe extérieure, elle entoure la masse protoplasmique et celle-ci à son tour contient la vacuole centrale remplie de suc cellulaire.

D'après les dernières recherches dans ce domaine, la membrane cellulaire ne serait pas absolument perméable, mais la cellulose formant un gel, elle se trouve à l'état colloïdal et pour ainsi dire imprégnée d'autres substances colloïdales (Lipoïdes). On pourrait admettre qu'à la surface de la paroi cellulaire se produisent des phénomènes d'adsorption ; c'est ainsi que les bases de certains sels peuvent être absorbées tandis que les acides sont retenus ; le phénomène inverse peut aussi se produire. Si l'état biologique de la membrane est obscur, celui du protoplasme l'est encore plus. Le protoplasme est en quelque sorte comparable à un hydroïdisperseïde très compliqué.

Le caractère colloïdal de la substance vivante est un facteur important pour les propriétés vitales. L'état colloïdal est surtout important au point de vue des perméabilités électives vis-à-vis

des migrations ioniques. Il est certain que beaucoup de propriétés de la substance vivante et plusieurs processus vitaux ne sauraient s'expliquer que par la chimie des colloïdes. Des actions physico-chimiques produisant la floculation des colloïdes cellulaires amènent infailliblement la mort de la cellule. A la mort est donc liée la coagulation des colloïdes protoplasmiques. Nous avons souvent pu constater ces phénomènes de coagulation dans du matériel de champignons à grosses spores (*Botrytis cinerea*, *Rhizopus* et *Sclerotinia*). Dans les concentrations à degré élevé, il se produit, au premier stade de l'effet toxique, une vacuolisation très marquée du contenu des cellules suivie d'une véritable agglomération du protoplasme dans les solutions de plus en plus concentrées. La masse centrale coagulée du protoplasme prend la couleur brunâtre. Ces mêmes phénomènes ont déjà été observés dans les cellules des plantes par Küster (20) et Klemm (21).

En partant du principe que le protoplasme est un système de colloïdes, nous pouvons admettre que tout effet toxique d'une substance est à rechercher dans un changement d'état des colloïdes ; la substance agit soit en augmentant soit en diminuant la grandeur des micelles. Une solution de sel pur peut toujours exercer une action nocive sur les colloïdes des cellules si l'on prolonge la durée d'action, du fait qu'elle nuit au gonflement normal, provoque la liquéfaction ou la coagulation des colloïdes et détermine la mort de la cellule.

A la suite des essais classiques exécutés par Fr. Hofmeister, nous connaissons une série d'anions qui augmentent graduellement la valeur du gonflement ou l'annule.

Les ions sulfuriques et citriques sont ceux qui possèdent la plus grande propriété précipitante vis-à-vis des albumines et sont aussi ceux qui entravent le plus le gonflement. Par contre les ions sulfocyaniques et chloriques favorisent le gonflement et sont par conséquent ceux qui ont la plus faible action précipitante vis-à-vis de l'albumine.

Entre ces deux groupes nous trouvons les ions nitriques et chlorhydriques. On connaît pour les cations des propriétés analogues.

Les alcalis (Na. K) possèdent une action précipitante vis-à-vis de l'albumine plus faible que les alcalino-terreux (Ca. Mg. Ba) tandis que cette propriété est très marquée chez les métaux lourds (Ni. Cu. Hg. Ag.). Ces corps possèdent en outre à un haut degré une affinité d'adsorption vis-à-vis des albuminoïdes. Ils sont de ce fait très toxiques et sont utilisés pour cela dans la lutte contre les maladies des plantes.

D'après ce qui précède nous nous trouvons en présence de deux actions toxiques : d'une part la toxicité par gonflement et liquéfaction, d'autre part, par coagulation. Le gonflement débute par une augmentation de l'eau dans la cellule, qui provoque, à son tour, une augmentation de volume de la cellule et une diminution de la consistance. Ce gonflement peut être assez important, pour pouvoir provoquer la désorganisation de la paroi cellulaire, on parle alors de liquéfaction. Les agents provoquant ce phénomène sont les acides et les alcalis. La floculation ou la coagulation est caractérisée par les phénomènes suivants : d'une part l'eau de gonflement est éliminée, d'autre part il se produit dans la cellule un rassemblement en grumeaux des particules dispersées.

C'est ainsi qu'agissent les métaux lourds, les sels neutres, les alcools et les crésols.

L'effet toxique consisterait donc dans la liquéfaction des protoplasmes cellulaires, ou encore, les sels métalliques lourds provoqueraient la coagulation des protéines de la cellule. L'attaque du sel toxique agit sur la membrane protoplasmique ; la consistance normale de celle-ci garantit à la cellule l'exercice de ses fonctions vitales. Si cette consistance est modifiée dans le sens d'une perméabilité plus accentuée, soit au contraire par l'annulation complète de cette dernière, les échanges nutritifs de la cellule subissent des modifications ou sont même complètement entravés ce qui provoque sinon la mort, du moins une altération de la cellule.

Les phénomènes amenant la mort de la cellule restent très obscurs, même après les explications ci-dessus. Mais nous avons essayé d'exposer l'action des toxiques d'après le point de vue de la biochimie moderne, en considérant les combinaisons qu'ils forment avec les colloïdes de la cellule et les altérations résultant de ces combinaisons.

L'effet toxique d'un poison sur la cellule est donc de nature très complexe. Nous avons en vain cherché à trouver une relation utilisable entre l'effet toxique et le poids atomique des éléments employés. Wœber (23) a trouvé une règle simple liant l'action toxique des cations aux poids atomiques et spécifiques.

Il distingue 4 groupes bien séparés :

Dans le premier groupe, qui comprend l'aluminium, nous ne trouvons aucun cation à caractère fongicide.

Dans le second groupe, le chrome n'exerce pas d'action toxique ; celle-ci se marque de plus en plus en passant par le manganèse, le fer, le cobalt et le nickel, jusqu'au cuivre, qui présente les propriétés

toxiques les plus accentuées. En passant au zinc, il y a de nouveau diminution de la toxicité.

Dans le troisième groupe, le molybdène est inactif. Suivent, proportionnellement à leur action toxique, les métaux légers du groupe du platine, puis l'argent, à caractères toxiques très marqués. Les autres cations du groupe, cadmium et étain, sont également inactifs.

Enfin dans le 4^e groupe se trouve le tungstène inactif ; viennent ensuite les métaux lourds du platine, puis l'or, et, comme cation le plus toxique, le mercure. En passant au plomb et au bismut, la toxicité diminue rapidement.

L'effet toxique des sels métalliques dans les solutions n'est pas seulement provoqué par les ions présents dus à la dissociation, mais aussi par les molécules.

La toxicité est de nature très complexe, d'autres agents jouent un rôle complémentaire, tels que les processus de diffusion, la décomposition de la matière à l'intérieur des cellules, les procédés d'adsorption et avant tout le milieu de dilution. Nous ne pouvons ici que signaler ces différents facteurs. Hoerber (24), Benecke (25), Paul et Kroenig (26) donnent sur eux des indications plus précises dans leurs différents travaux.

Dans nos séries d'essais nous n'avons pas seulement étudié la toxicité séparée des sels de cuivre, nickel, fer, zinc et aluminium à des concentrations variables, mais aussi celle exercée par la combinaison de deux, voire plusieurs de ces sels. C'est ainsi que de nouvelles questions viennent s'ajouter au problème déjà très complexe du processus de la toxicité.

Par l'intervention en solution toxique de deux ou plusieurs cations différents, l'effet physiologique peut être moindre que celui exercé par un seul, comme il peut être aussi plus fort. L'effet toxique du cuivre par exemple est diminué par la présence de la chaux, tandis qu'il est renforcé, si, au lieu de cuivre, on ajoute du mercure. Il est difficile de donner une explication exacte des causes de cette influence réciproque ; nous supposons que la perméabilité de la membrane protoplasmique se modifie sous l'influence des différents ions ; mais il se peut aussi que le passage de certains ions soit entravé par la présence d'autres ions qui influencent le gonflement des colloïdes protoplasmiques.

Si nous travaillons avec deux ou plusieurs sels qui présentent des cations différents, mais renferment les mêmes groupes d'anions, la solution toxique se modifie.

Le degré de dissociation de la solution peut être diminué lorsqu'on ajoute un sel ayant même anion que le premier, ce qui diminue également l'effet toxique pour autant qu'on rende les ions-cations seuls responsables du processus de toxicité. D'autre part, si les molécules non dissociées agissent en nombre sur la spore du champignon, une nouvelle question vient encore s'ajouter au problème si compliqué de l'action toxique. Des actions antagonistes peuvent également influencer l'équilibre du mélange.

Sans vouloir entrer dans les détails des recherches effectuées par Loeb, Høeber et Grafe, nous dirons en passant que ces auteurs sont d'accord pour déclarer que toute solution de sel pure peut agir de façon toxique sur la cellule des animaux et des plantes ; mais que le degré de toxicité peut être diminué, voire entièrement annihilé par la présence d'autres sels ou d'un mélange de différents sels. C'est ainsi que l'effet toxique d'un sel de sodium est annulé par la présence du calcium. Les travaux de Szücz (27), portent plus spécialement sur cette question. D'après cet auteur, la cellule ne réagit que très peu sous l'influence des ions combinés, cuivre et aluminium, l'effet toxique du cuivre est ainsi diminué. Il en est de même pour le bleu de méthylène qui, dans les concentrations très diluées est rapidement absorbé par la cellule de la plante, et qui, par contre, ne pénètre plus dans la cellule, lorsqu'il est en présence de ions d'aluminium. Ce phénomène serait dû à l'engourdissement de la membrane protoplasmique qui, sous l'influence des ions d'aluminium, devient imperméable et ne permet plus la pénétration du sel de cuivre et du bleu de méthylène.

Résumé. — L'étude du mécanisme de l'action toxique des substances anticryptogamiques et insecticides sur la cellule vivante est à la base de tout progrès dans la lutte contre les parasites des cultures.

Le cuivre fait partie, avec les métaux du groupe du mercure et de l'argent, des éléments qui possèdent une propriété toxique très marquée vis-à-vis de la cellule. D'après nos propres travaux, cette propriété est variable suivant le champignon en expérience. Le cuivre occupe également un rang élevé dans la catégorie des métaux lourds fungicides.

Le sulfate de nickel paraît exercer, dans nos essais, une action toxique plus marquée encore que le cuivre, mais ce sel n'entre pas en compte pour la pratique.

Viennent ensuite les sels de zinc, avec un pouvoir toxique très

inférieur à celui des sels de cuivre et nickel ; les sels de fer et enfin l'aluminium, qui est pour ainsi dire absolument inactif.

La combinaison de deux sels métalliques de Cu et de Ni ou de 4 sels de Cu, Fe, Ni et Zn, ne renforce que très peu l'action toxique. La question est donc liquidée pour la pratique.

La toxicité des sels peut être considérée comme somme de la toxicité des différents ions, mais des réactions moléculaires pures ne sont pas exclues.

L'action toxique doit être mise en parallèle avec les actions connues physiologiques, chimiques et colloïdales.

A chaque fonction vitale de la cellule est lié un état spécifique des colloïdes du plasma.

Chaque modification (gonflement et dégonflement) peut amener une perturbation des fonctions de la cellule, voire sa mort.

Les sels ont une action toxique proportionnelle à leur pouvoir précipitant et turgescence.

Les sels des métaux lourds semblent avoir une action précipitante très marquée vis-à-vis de l'albumine.

A côté des réactions des ions et des molécules enfin, on doit encore tenir compte des divers phénomènes de diffusions des différents sels ainsi que des caractéristiques d'adsorption.

BIBLIOGRAPHIE

1. J. PERRAUD : *Succédanés du cuivre pour le traitement du Mildiou*. Rev. de viticulture, T. XIII, 1900, p. 72-75.
2. E. WÜTHRICH : *Über die Einwirkung von Metallsalzen und Säuren auf die Keimfähigkeit einiger parasitärer Pilze*. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. T. II, 1892, p. 1.
3. W. KOTTE : *Laboratoriumsversuche zur Chemotherapie der Peronosporakrankheit*. Weinbau u. Kellerwirtschaft, 3. Jahrg., 1924, p. 1-2.
4. ZSCHOKKE : *Bericht über die Anwendung von Peroxid und Bordola zur Bekämpfung der Peronosporakrankheit der Rebe*. Jahresb. der Vereinig. f. angew. Botanik, 14. Jahrg., 1916, p. 95-107.
5. A. WÖBER : *Über Kupferpräparate und deren Ersatzstoffe zur Bekämpfung des falschen Mehltaus des Weinstockes*. Österr. Chemiker-Zeitung, 1917, N° 5.
6. PRÉVOST : *Mémoire sur la cause immédiate de la carie ou charbon des blés*. Montauban, 1807.
7. J. KÜHN : *Die Krankheit der Kulturgewächse*. Berlin 1858, p. 86.
8. MILLARDET : *Traitement du Mildiou et du Rot par le mélange de chaux et sulfate de cuivre*. Paris et Bordeaux, 1886.
9. J. DUFOUR : *Note sur l'action du sulfate de cuivre sur la germination de quelques champignons*. Landw. Jahrbuch, T. 3, 1899, p. 97.
10. E. MOLZ : *Untersuchung über die Wirkung des Karbolineums als Pflanzenschutzmittel*. Central f. Bakteriologie II. Abt. 30. Band, 1911, p. 181.
11. TH. BOKORNY : *Pilzfeindliche Wirkungen chemischer Stoffe : Chemische Konservierung*. Centr. f. Bakteriologie II. Abt., Bd 37, 1913, p. 168.
12. H. J. WATERMANN : *Über einige Faktoren, welche die Entwicklung vom Penicillium glaucum beeinflussen. Beitrag zur Kenntnis der Antiseptica und der Narkose*. Centr. f. Bakteriologie II. Abt. Bd. 42, 1915. p. 639.
13. E. PANTANELLI : *Azione fungicide e fisiologica degli anticrittogamici*. Memorie della R. Stazione di Patologia vegetale, Roma, 1920.
14. G. GASSNER : *Biologische Grundlagen der Prüfung von Beizmitteln zur Steinbrandbekämpfung*. Arb. a. d. biol. Reichsanstalt für Land. u. Forstwirtschaft, 11. Bd, 1923, p. 339-372.
15. G. GASSNER u. J. ESDORN : *Beiträge zur Frage der chemotherapeutischen Bewertung von Quecksilberverbindungen als Beizmittel gegen Weizensteinbrand*. Arb. a. d. biol. Reichsanstalt für Land. u. Forstwirtschaft, 11. Bd., 1923, p. 373-385.
16. L. RAVAZ et G. GOUIRAUD : *Recherches sur le traitement de quelques maladies de la vigne*. Rev. de viticulture, T. 6, 1896, p. 128-136.
17. J. M. GUILLON : *Recherches sur le développement et le traitement de la Pourriture grise des raisins*. Rev. de viticulture T. 36, 1906, p. 181-186.
18. J. CLARK : Cité d'après Benecke, voir Bot. Gazette T. 28, 1899, p. 289.
19. PULST : *Gewöhnung von Penicillium an Gifte*. Jahrb. f. wiss. Botanik, T. 37, 1902, p. 205.
20. E. KÜSTER : *Über Vakuolenteilung u. grobschaumige Protoplasten*. Ber. d. deut. bot. Gesellschaft, T. 26, 1908, p. 283.
21. KLEMM : *Desorganisationserscheinungen der Zellen*. Jahrb. f. wiss. Botanik. T. 28, 1895, p. 627.

22. FR. HOFMEISTER : *Quellbarkeit der Proteine*. Arch. f. experim. Pathol. u. Pharmakol. T. 28, 1891, p. 210.

23. A. WÖBER : *Die fungizide Wirkung der verschiedenen Metalle gegen Plasmopara viticola und ihre Stellung im periodischen System der Elemente*. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. T. 30., 1920, p. 51-59.

24. R. HÖBER : *Physikalische Chemie der Zelle u. Gewebe*. 4. Aufl. 1914, Kapitel 10 u. 11, p. 471-549.

25. BENECKE : *Giftwirkungen : aus Lafar* : Handbuch der technischen Mykologie : T. 1, 1904-1907, p. 482-500.

26. PAUL u. KRÖNIG. *Desinfection u. Dissoziation*. Zeitschrift f. physik. Chemie. T. 21, 1896, p. 753.

27. SZÜES : *Antagonistische Ionenwirkungen*. Jahrb. f. wiss. Botanik, T. 50, 1912, p. 120.

SZÜES : *Experimentelle Beiträge zur Theorie der antagonistischen Ionenwirkung*. Jahrb. f. wiss. Botanik. T. 52, 1912, p. 83.

Table I.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre. Mise en culture, le 17. I. 1922.

Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	51,1 %	84,0 %	87,1 %	90 %	93 %
0,00001 125 : 100.000	Gonflem. des spores	37,1 %	65,4 %	71 %	75 %
0,00005 125 : 50.000	29 %	49 %	55 %	62 %	74 %
0,0001 125 : 10.000	54 %	60 %	66 %	68 %	72 %
0,0005 125 : 5.000	53 %	59 %	61 %	67 %	73 %
0,001 125 : 1.000	44 %	46 %	52 %	65 %	68 %
0,005 125 : 500	25,5 %	27,8 %	30,6 %	42,4 %	50 %
0,01 125 : 100	8,6 % Contenu hétérogène des spores non germées	11,5 % idem	24,5 % idem	24,5 %	24,5 %
0,02 125 : 80	3,9 % Contenu hétérogène et granu- leux des spores non germées	6,1 % idem	6,7 %	Germin. arrêtée	idem
0,03 125 : 70	3,2 % Contenu granuleux des spores non germées	5,5 %	6,1 %	Germin. arrêtée	idem.
0,05 125 : 50	Pas de ger- mination	idem	idem.	idem.	idem.
0,1 125 : 10	Pas de ger- mination	idem	idem.	idem.	idem.

Tabelle II.

Développement du *Botrytis Cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de nickel. Mise en culture, le 17. I. 1922.
Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	51,1 %	84,0 %	87,1 %	90 %	93 %
0,00001 140 : 100.000	18 %	34 %	75 %	83 %	87 %
0,00005 140 : 50.000	15,8 %	33 %	55 %	63 %	74 %
0,0001 140 : 10.000	6,7 %	31 %	45 %	52 %	63 %
0,0005 140 : 5.000	5,1 %	17,2 %	35,7 %	51 %	58 %
0,001 140 : 100	3,5 %	13,2 %	28 %	39 %	53 %
0,005 140 : 500	—	Gonfle- ment des spores	24,5 %	41,0 %	50,1 %
0,01 140 : 100	—	—	Gonfle- ment des spores	3 %	10 %
0,02 140 : 80	—	—	—	—	—
0,03 140 : 70	—	—	—	—	—
0,05 140 : 50	—	—	—	—	—
0,1 140 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle III.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate d'alumine. Mise en culture, le 17. I. 1922.

Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	72 %	86 %	88 %	92 %	94 %
0,00001 223 : 100.000	50 %	61 %	73 %	82 %	87 %
0,00005 223 : 50.000	35 %	52 %	70 %	78 %	81 %
0,0001 223 : 10.000	22 %	35 %	50 %	56 %	63 %
0,0005 223 : 5.000	23 %	33 %	51 %	58 %	64 %
0,001 223 : 1.000	25 %	31 %	52 %	60 %	63 %
0,005 223 : 500	21 %	36 %	54 %	59 %	61 %
0,01 223 : 100	16 %	20 %	31 %	41 %	45 %
0,02 223 : 80	8,4 %	13 %	30 %	37 %	41 %
0,03 223 : 70	5 %	7 %	19 %	21 %	23 %
0,05 223 : 50	4 %	6 %	10 %	12 %	13 %
0,01 223 : 10	3 %	5 %	7 %	9 %	9 %

Tabelle IV.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de zinc. Mise en culture, le 17. I. 1922.

Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	51,1 %	84,0 %	87,1 %	90 %	93 %
0,00001 144 : 100.000	83 %	84,5 %	91 %	94 %	96 %
0,00005 144 : 50.000	55 %	80 %	90 %	91 %	94 %
0,0001 144 : 10.000	53 %	81 %	92 %	93 %	94 %
0,0005 144 : 5.000	33 %	44 %	57 %	62 %	71 %
0,001 144 : 1.000	25 %	33 %	40 %	48 %	54 %
0,005 144 : 500	16 %	28 %	39 %	43 %	51 %
0,01 144 : 100	7 %	10,2 %	18 %	22 %	25 %
0,02 144 : 80	3 %	4 %	4 %	4 %	4 %
0,03 144 : 70	—	Faible com- mence- ment de germi- nation.	} idem	idem	idem
0,05 144 : 50	—	—			
0,1 144 : 10	—	—	—	—	—

Table V.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de fer. Mise en culture, le 17. I. 1922.

Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	51,1 %	84,0 %	87,1 %	90 %	93 %
0,00001 139 : 100.000	45 %	54 %	60 %	78 %	83 %
0,00005 139 : 50.000	33 %	65 %	70 %	78 %	84 %
0,0001 139 : 10.000	32 %	55 %	63 %	79 %	83 %
0,0005 139 : 5.000	30 %	52 %	53 %	60 %	62 %
0,001 139 : 1.000	30 %	40 %	44 %	48 %	53 %
0,005 139 : 500	12 %	19 %	27 %	34 %	39 %
0,01 139 : 100	6,1 %	16 %	18 %	20 %	23 %
0,02 139 : 80	4 %	7 %	10 %	11 %	13 %
0,03 139 : 70	Faible commen- cement de germi- nation	} idem	idem	idem	idem
0,05 139 : 50	Faible commen- cement de germi- nation	} idem	idem	idem	idem
0,1 139 : 10	—	—	—	—	—

Table VI. Série I.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. III. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
O	62,3 %	74,1 %	84,3 %	89,1 %	92,4 %
0,002 Cu. 0,001 Ni.	11,2 %	29 %	52,9 %	63,1 %	63,2 %
0,004 Cu. 0,002 Ni.	Faible commen- cement de germi- nation	8,3 %	13,5 %	23,2 %	26,1 %
0,01 Cu. 0,005 Ni.	—	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	7,5 %
0,02 Cu. 0,01 Ni.	—	—	—	—	—
0,03 Cu. 0,015 Ni.	—	—	—	—	—
0,05 Cu. 0,025 Ni.	—	—	—	—	—

Série II.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. III. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
O	62,3 %	74,1 %	84,3 %	89,1 %	92,4 %
0,003 Cu. 0,001 Ni.	Faible commen- cement de germi- nation	16,4 %	28,6 %	41 %	43 %
0,006 Cu. 0,002 Ni.	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	12,1 %	22 %	34,3 %
0,009 Cu. 0,003 Ni.	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	11,5 %	19 %	25 %
0,015 Cu. 0,005 Ni.	—	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	5,3 %
0,03 Cu. 0,01 Ni.	—	—	—	—	—
0,06 Cu. 0,02 Ni.	—	—	—	—	—

Série III.

Développement du *Botrytis cinerea* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. III. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
O	63,3 %	74,1 %	84,3 %	89,1 %	92,4 %
0,005 Cu. 0,0025 Ni.	Faible commen- cement de germi- nation	5,2 %	6,1 %	11,5 %	15,6 %
0,01 Cu. 0,005 Ni.	—	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	4,3 %
0,02 Cu. 0,01 Ni.	—	—	—	—	—
0,03 Cu. 0,015 Ni.	—	—	—	—	—
0,05 Cu. 0,025 Ni.	—	—	—	—	—
0,1 Cu. 0,05 Ni.	—	—	—	—	—

Tabelle VII.

Développement du *Botrytis cinerea* sur des milieux nutritifs additionnés soit de sulfate de cuivre, soit de sulfate de nickel ou des deux sels combinés. Mise en culture le 10. XII. 1923. Diamètre du mycélium en mm.

Concentration en équivalent-grammes par litre		13. XII.	15. XII.	17. XII.	26. XII.
O		30 32	45 47	60 65	79 79
0,000001 125 : 1.000.000	Cu	30 29	65 66	84 86	92 92
0,00001 125 : 100.000	Cu	30 27	60 59	72 71	92 90
0,0001 125 : 10.000	Cu	20 19	35 29	62 58	79 74
0,001 125 : 1.000	Cu	15 12	25 23	60 51	67 60
0,01 125 : 100	Cu	10 7	16 12	25 21	30 29
0,000001 140 : 1.000.000	Ni	42 45	70 71	85 78	85 80
0,00001 140 : 100.000	Ni	40 35	65 71	90 90	92 92
0,0001 140 : 10.000	Ni	39 39	72 55	90 82	92 92
0,001 140 : 1.000	Ni	35 33	60 52	70 75	73 75
0,01 140 : 100	Ni	0 0	0 0	0 0,5	0,8 1,2
0,000001 0,000001	Cu Ni	45 50	80 85	82 90	92 90
0,00001 0,00001	Cu Ni	56 53	90 75	92 90	92 92
0,0001 0,0001	Cu Ni	60 53	85 86	90 90	92 92
0,001 0,001	Cu Ni	25 30	45 50	65 60	65 65

Tabelle VIII.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre.

Mise en culture, le 10. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	36 %	48 %	61 %	74 %	81 %
0,00001 125 : 100.000	25 %	35 %	45 %	57 %	68 %
0,00005 125 : 50.000	29 %	41 %	53 %	61 %	67 %
0,0001 125 : 10.000	21 %	25 %	34 %	46 %	53 %
0,0005 125 : 5.000	10 %	15 %	24 %	40 %	51 %
0,001 125 : 1.000	4 %	17 %	25 %	33 %	42 %
0,005 125 : 500	Faible commen- cement de germi- nation	6 %	7 %	7 %	8 %
0,01 125 : 100	---	---	Faible commen- cement de germi- nation	4 %	6 %
0,02 125 : 80	---	---	---	---	---
0,03 125 : 70	---	---	---	---	---
0,05 125 : 50	---	---	---	---	---
0,1 125 : 10	---	---	---	---	---

Tabelle IX.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 10. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	36 %	45 %	60 %	73 %	82 %
0,00001 140 : 100.000	29 %	41 %	53 %	61 %	69 %
0,00005 140 : 50.000	15 %	31 %	46 %	53 %	61 %
0,0001 140 : 10.000	10 %	20 %	29 %	34 %	42 %
0,0005 140 : 5.000	6 %	11 %	18 %	26 %	31 %
0,001 140 : 1.000	5 %	10 %	13 %	17 %	21 %
0,005 140 : 500	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	3 %	4 %
0,01 140 : 100	—	—	—	—	—
0,02 140 : 80	—	—	—	—	—
0,03 140 : 70	—	—	—	—	—
0,05 140 : 50	—	—	—	—	—
0,1 140 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle X.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de zinc.

Mise en culture, le 10. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	36 %	48 %	61 %	74 %	81 %
0,00001 144 : 100.000	10 %	37 %	50 %	56 %	62 %
0,00005 144 : 50.000	26 %	37 %	43 %	51 %	57 %
0,0001 144 : 10.000	10 %	32 %	41 %	46 %	49 %
0,0005 144 : 5.000	—	6 %	17 %	27 %	34 %
0,001 144 : 1.000	—	—	7 %	12 %	20 %
0,005 144 : 500	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	3 %	7 %
0,01 144 : 100	—	—	—	—	—
0,02 144 : 80	—	—	—	—	—
0,03 144 : 70	—	—	—	—	—
0,05 144 : 50	—	—	—	—	—
0,1 144 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XI.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de fer.

Mise en culture, le 10. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	36 %	48 %	61 %	74 %	81 %
0,00001 139 : 100.000	12 %	30 %	42 %	48 %	53 %
0,00005 139 : 50.000	11 %	21 %	37 %	42 %	48 %
0,0001 139 : 10.000	8 %	17 %	20 %	27 %	35 %
0,0005 139 : 5.000	—	5 %	11 %	17 %	25 %
0,001 139 : 1.000	—	5 %	12 %	20 %	27 %
0,005 139 : 500	—	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	10 %
0,01 139 : 100	—	—	—	—	—
0,02 139 : 80	—	—	—	—	—
0,03 139 : 70	—	—	—	—	—
0,05 139 : 50	—	—	—	—	—
0,1 139 : 10	—	—	—	—	—

Table XII.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate d'alumine.

Mise en culture, le 7. II. 1924. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	35 %	45 %	62 %	75 %	84 %
0,00001 223 : 100.000	25 %	40 %	50 %	56 %	72 %
0,00005 223 : 50.000	30 %	52 %	59 %	66 %	79 %
0,0001 223 : 10.000	20 %	37 %	50 %	57 %	69 %
0,0005 223 : 5.000	17 %	19 %	25 %	31 %	43 %
0,001 223 : 1.000	8 %	16 %	23 %	28 %	31 %
0,005 223 : 500	6 %	16 %	25 %	26 %	27 %
0,01 223 : 100	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	5 %	9 %	15 %
0,02 223 : 80	—	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	3 %
0,03 223 : 70	—	—	—	—	—
0,05 223 : 50	—	—	—	—	—
0,1 223 : 10	—	—	—	—	—

Table III.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 2. V. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
O	34 %	47 %	62 %	76 %	83 %
0,001 Cu 0,001 Ni	10 %	17 %	22 %	26 %	29 %
0,002 Cu 0,001 Ni	16 %	21 %	22 %	29 %	35 %
0,002 Cu 0,002 Ni	2 %	12 %	14 %	15 %	19 %
0,003 Cu 0,002 Ni	14 %	17 %	19 %	21 %	23 %
0,003 Cu 0,003 Ni	10 %	12 %	13 %	13 %	13 %
0,004 Cu 0,003 Ni	—	—	Faible com- mence- ment de germi- nation	5 %	6 %
0,004 Cu 0,004 Ni	—	—	—	—	—
0,005 Cu 0,004 Ni	—	—	—	—	—
0,005 Cu 0,005 Ni	—	—	—	—	—
0,01 Cu 0,01 Ni	—	—	—	—	—
0,02 Cu 0,01 Ni	—	—	—	—	—
0,02 Cu 0,02 Ni	—	—	—	—	—

Tabelle XIV.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé additionné de sulfate de cuivre à concentration variable¹.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000012 %	0,0001 0,00012 %	0,0001 0,0012 %	0,001 0,0125 %	0,01 0,125 %	0,1 1,25 %	1 12,5 %
3. XII. 1923	+	+	+	+	+	0	0	0
5. XII. 1923	++	++	++	+	+	+	0	0
7. XII. 1923	++	+++	++	++	+	+	0	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, additionné de sulfate de nickel à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,14 %	0,1 1,4 %	1 14 %
3. XII. 1923	+	+	++	+	+	0	0	0
5. XII. 1923	+	+	++	++	+	0	0	0
7. XII. 1923	++	++	+++	++	++	0-	0	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé additionné de sulfate de fer à concentration variable.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,0000139 %	0,00001 0,000139 %	0,0001 0,00139 %	0,001 0,0139 %	0,01 0,139 %	0,1 1,39 %	1 13,9 %
3. I. 1924	+	++	++	++	+	0	0	0
5. I. 1924	++	++	++	+++	++	0	0	0
7. I. 1924	++	++	+++	+++	++	+	0	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, additionné de sulfate de zinc à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,144 %	0,1 1,44 %	1 14,4 %
15. I. 1924	+	+	+	++	+	0	0	0
17. I. 1924	++	++	++	+++	+	0	0	0
19. I. 1924	++	+++	+++	+++	++	0-	0	0

¹ Voir les indications données dans le texte, page 75.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé additionné de sulfate d'alumine à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000022 %	0,00001 0,00022 %	0,0001 0,0022 %	0,001 0,022 %	0,01 0,22 %	0,1 2,2 %	1 22 %
15. I. 1924	+	+	+	+	+	+	0	0
17. I. 1924	++	++	++	++	+	+	0	0
19. I. 1924	+++	++	+++	+++	++	++	+	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, additionné de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel à concentration variable.

Mise en culture, le 11. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,00001	0,00001 0,0001	0,0001 0,0001	0,001 0,0001	0,001 0,001	0,01 0,001	0,01 Cu 0,01 Ni
13. XII. 1923	+	+	+	+	+	0	0	0
15. XII. 1923	+	+	++	++	+	+	0	0
17. XII. 1923	+++	++	+++	+++	++	+	+	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, additionné de sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer à concentration variable. Bex I¹.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001 %	0,0001 %	0,001 %	0,01 %	0,1 %	1 %
3. I. 1924	++	++	++	+	+	0	0
5. I. 1924	++	++	+++	+	+	0	0
7. I. 1924	+++	+++	+++	++	++	0	0

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, additionné de sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer à concentration variable. Bex II².

Mise en culture, le 27. XII. 1924. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001 %	0,0001 %	0,001 %	0,01 %	0,1 %	1 %
3. I. 1924	+	+	++	++	+	0	0
5. I. 1924	++	++	++	+++	++	0	0
7. I. 1924	++	+++	+++	+++	++	+	0

¹ Ce mélange de Bex I est composé de :

Sulfate de cuivre	9,8 %
» de nickel	7,2 %
» de zinc	77,4 %
» de fer	5,4 %

² Ce mélange de Bex II est composé de :

Sulfate de cuivre	9,8 %
» de nickel	7,2 %
» de zinc	77,4 %
» de fer	5,5 %

Table XV.

Développement du *Trichothecium roseum* dans des solutions nutritives, additionnées soit de sulfate de cuivre, soit de sulfate de nickel ou des deux sels combinés.

Mise en culture, le 6. XII. 1923 : Diamètre du mycelium en mm.

Concentration en équivalent-grammes par litre	10. XII.	12. XII.	14. XII.	17. XII.
O	20 15	25 20	30 25	31 27
0,000001 Cu 125 : 1.000.000	25 21	30 25	33 30	35 35
0,00001 Cu 125 : 100.000	15 17	20 21	23 25	26 28
0,0001 Cu 125 : 10.000	15 15	20 18	23 20	25 23
0,001 Cu 125 : 1.000	10 12	12 14	16 15	16 15
0,01 Cu 125 : 100	0 0	0 0	2 1	3 2,5
0,000001 Ni 140 : 1.000.000	15 12	17 15	18 17	25 20
0,00001 Ni 140 : 100.000	12 10	15 13	18 18	20 25
0,0001 Ni 140 : 10.000	9 10	17 10	22 17	25 20
0,001 Ni 140 : 1.000	8 7	13 12	15 17	19 20
0,01 Ni 140 : 100	0 0	0 0	0 0	1 2
0,000001 Cu 0,000001 Ni	19 23	23 24	24 26	28 30
0,00001 Cu 0,00001 Ni	11 13	12 15	16 19	19 22
0,0001 Cu 0,0001 Ni	9 11	12 14	15 17	19 20
0,001 Cu 0,001 Ni	9 10	10 11	15 12	16 15

Tabelle XVI.

Développement du *Sterigmatocystis niger* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de cuivre, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000012 %	0,00001 0,00012 %	0,0001 0,0012 %	0,001 0,0125 %	0,01 0,125 %	0,1 1,25 %	1 12,5 %
3. XII. 1923	++	++	+++	+++	++	++	0	0
5. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	+++	+++	0	0
7. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	+++	++	+	0

Développement du *Sterigmatocystis niger* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de nickel, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,14 %	0,1 1,4 %	1 14 %
3. XII. 1923	+	++	+	+	+	0	0	0
5. XII. 1923	+++	+++	++	++	+	+	0	0
7. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	++	++	0	0

Développement du *Sterigmatocystis niger* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de fer, à concentration variable.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,0000139 %	0,00001 0,000139 %	0,0001 0,00139 %	0,001 0,0139 %	0,01 0,139 %	0,1 1,39 %	1 13,9 %
3. I. 1924	++	++	+++	++	++	+	0	0
5. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	0	0
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+	0

Développement du *Sterigmatocystis niger* dans des solutions de jus de fruit stérilisé, et additionné de sulfate de zinc, à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,144 %	0,1 1,44 %	1 14,4 %
15. I. 1924	++	++	+++	++	++	+	0	0
17. I. 1924	++	+++	+++	+++	++	+	0	0
19. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	0	0

Tabelle XVII.

Développement du *Sterigmatocystis niger* sur des milieux nutritifs additionnés soit de sulfate de cuivre soit de sulfate de nickel ou des deux sels combinés.

Mise en culture, le 8. X. 1923. Diamètre du mycelium en mm.

Concentration en équivalent-grammes par litre		12. X.	15. X.	20. X.	23. X.
O		15 17	20 25	27 33	40 50
0,000001 125 : 1.000.000	Cu	15 13	17 22	25 30	40 45
0,00001 125 : 100.000	Cu	11 15	20 22	27 25	35 24
0,0001 125 : 10.000	Cu	11 12	20 15	20 27	37 32
0,001 125 : 1.000	Cu	7 12	16 17	30 20	30 35
0,01 125 : 100	Cu	3 5	9 7	14 12	22 20
0,000001 140 : 1.000.000	Ni	12 15	17 20	20 20	22 25
0,00001 140 : 100.000	Ni	11 10	20 15	22 18	26 30
0,0001 140 : 10.000	Ni	10 7	17 12	19 15	21 20
0,001 140 : 1.000	Ni	5 4	7 6	8 9	10 11
0,01 140 : 100	Ni	— —	— —	— —	— —
0,000001 0,000001	Cu Ni	10 13	11 14	12 15	15 20
0,00001 0,00001	Cu Ni	10 7	15 10	16 12	17 15
0,0001 0,0001	Cu Ni	13 9	15 15	20 17	20 19
0,001 0,001	Cu Ni	5 7	10 11	11 12	15 15

Tabelle XVIII.

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de cuivre, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000012 %	0,00001 0,00012 %	0,0001 0,0012 %	0,001 0,0125 %	0,01 0,125 %	0,1 1,25 %	1 12,5 %
3. XII. 1923	+	++	++	+++	+	0	0	0
5. XII. 1923	++	++	++	+++	+	0	0	0
7. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	++	+	0	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de nickel, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,14 %	0,1 1,4 %	1 14 %
3. XII. 1923	++	++	+++	+	0	0	0	0
5. XII. 1923	+++	+++	+++	++	0	0	0	0
5. XII. 1923	+++	+++	+++	++	+	0	0	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de fer, à concentration variable.

Mise en culture, le 27. XII. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,0000139 %	0,00001 0,000139 %	0,0001 0,00139 %	0,001 0,0139 %	0,01 0,139 %	0,1 1,39 %	1 13,9 %
3. I. 1924	++	+++	+++	+++	+++	++	0	0
5. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+++	0	0
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de zinc, à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,144 %	0,1 1,44 %	1 14,4 %
15. I. 1924	+++	+++	+++	++	++	++	0	0
17. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	0	0
19. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	0	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate d'alumine, à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000022 %	0,00001 0,00022 %	0,0001 0,0022 %	0,001 0,022 %	0,01 0,22 %	0,1 2,2 %	1 22 %
15. I. 1924	+++	+++	++	++	++	+	0	0
17. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	0	0
19. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	0	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de cuivre et de sulfate de nickel, à concentration variable.

Mise en culture, le 11. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000001	0,00001 0,00001	0,0001 0,0001	0,001 0,0001	0,001 0,001	0,01 0,001	0,01 Cu 0,01 Ni
13. XII. 1923	++	++	++	++	+	0	0	0
15. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	++	+	0	0
17. XII. 1923	+++	+++	+++	+++	++	++	+	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné des sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer, à concentration variable, Bex I.

Mise en culture, le 27. XII. 1924. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001%	0,0001%	0,001%	0,01%	0,1%	1%
3. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	0	0
5. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	0
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+	0

Développement du *Rhizopus nigricans* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné des sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer, à concentration variable, Bex II.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001%	0,0001%	0,001%	0,01%	0,1%	1%
3. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+	0	0
5. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	0
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	0

Tabelle XIX.

Développement du *Rhizopus nigricans* sur des milieux nutritifs, additionnés soit de sulfate de cuivre soit de sulfate de nickel, ou des deux sels combinés.

Mise en culture, le 24. XI. 1923. Diamètre du mycelium en mm.

Concentration en équivalent-grammes par litre	26. XI. 1923	28. XI. 1923	30. XI. 1923	2. XII. 1923
0	20 22	30 23	62 65	70 76
0,000001 Cu 125 : 1.000.000	20 21	40 40	82 80	90 86
0,00001 Cu 125 : 100.000	15 17	35 37	80 84	83 86
0,0001 Cu 125 : 10.000	12 11	35 25	50 45	53 50
0,001 Cu 125 : 1.000	10 11	30 25	50 45	53 50
0,01 Cu 125 : 100	0 0	0 0	9 10	10 11
0,000001 Ni 140 : 1000.000	30 35	45 50	70 72	81 85
0,00001 Ni 140 : 100.000	35 35	61 55	78 83	90 92
0,0001 Ni 140 : 10.000	40 35	55 61	70 73	82 83
0,001 Ni 140 : 1.000	10 12	11 13	12 15	15 17
0,01 Ni 140 : 100	0 0	0 0	0 0	0 0
0,000001 Cu 0,000001 Ni	26 31	55 50	80 77	92 92
0,00001 Cu 0,00001 Ni	25 30	40 50	70 71	78 83
0,0001 Cu 0,0001 Ni	15 19	30 25	61 60	69 72
0,001 Cu 0,001 Ni	0 0	0 0	5 4	6 5

Tabelle XX.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,0001	15 %	30 %	33 %	44 %	49 %
0,0002	12 %	26 %	34 %	37 %	43 %
0,0003	20 %	30 %	36 %	40 %	45 %
0,0005	10 %	19 %	27 %	33 %	35 %
0,0008	10 %	15 %	20 %	22 %	25 %
0,001	6 %	11 %	13 %	14 %	16 %
0,002	5 %	10 %	12 %	14 %	14 %
0,003	4 %	7 %	8 %	9 %	9 %
0,005	3 %	5 %	7 %	7 %	7 %
0,01	0	0	0	0	0

Tabelle XXI.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans des solutions à concentration variable de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,001	11 %	19 %	25 %	34 %	43 %
0,0002	7 %	11 %	14 %	17 %	23 %
0,0003	4 %	11 %	16 %	16 %	20 %
0,0005	Faible commen- cement de germi- nation	12 %	13 %	14 %	17 %
0,0008	idem	10 %	13 %	14 %	15 %
0,001	idem	9 %	10 %	12 %	13 %
0,002	idem	3 %	5 %	7 %	8 %
0,003	0	0	0	0	0
0,005	0	0	0	0	0
0,01	0	0	0	0	0

Tabelle XXII.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans des solutions à concentration variable de sulfate de zinc.

Mise en culture, le 11. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	31 %	46 %	66 %	80 %	85 %
0,00001 144 : 100.000	50 %	70 %	81 %	90 %	92 %
0,00005 144 : 50.000	60 %	71 %	82 %	88 %	93 %
0,0001 144 : 10.000	45 %	73 %	80 %	86 %	91 %
0,0005 144 : 5.000	41 %	71 %	75 %	81 %	88 %
0,001 144 : 1.000	39 %	52 %	62 %	67 %	71 %
0,005 144 : 500	40 %	49 %	53 %	57 %	63 %
0,01 144 : 100	20 %	40 %	51 %	57 %	61 %
0,02 144 : 80	20 %	32 %	36 %	41 %	43 %
0,03 144 : 70	13 %	18 %	22 %	24 %	26 %
0,05 144 : 50	8 %	13 %	20 %	21 %	23 %
0,1 144 : 10	0	0	0	0	0

Tabelle XXIII.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans des solutions à concentration variable de sulfate de fer.

Mise en culture, le 11. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	31 %	46 %	66 %	80 %	88 %
0,00001 139 : 100.000	43 %	55 %	80 %	85 %	91 %
0,00005 139 : 50.000	40 %	52 %	65 %	80 %	88 %
0,0001 139 : 10.000	38 %	60 %	72 %	81 %	87 %
0,0005 139 : 5.000	38 %	51 %	66 %	69 %	78 %
0,001 139 : 1.000	35 %	48 %	62 %	69 %	75 %
0,005 139 : 500	34 %	45 %	61 %	70 %	73 %
0,01 139 : 100	25 %	31 %	36 %	41 %	47 %
0,02 139 : 80	15 %	25 %	31 %	34 %	37 %
0,03 139 : 70	13 %	20 %	25 %	27 %	28 %
0,05 139 : 50	0	0	3 %	7 %	10 %
0,1 139 : 10	0	0	0	0	0

Tabelle XXIV.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans des solutions à concentration variable de sulfate d'alumine.

Mise en culture, le 11. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	31 %	46 %	66 %	80 %	88 %
0,005 223 : 500	Faible commen- cement de germi- nation	5 %	19 %	39 %	44 %
0,01 223 : 100	idem	3 %	14 %	25 %	35 %
0,02 223 : 80	0	Faible com- mence- ment de germi- nation	2 %	8 %	22 %
0,03 223 : 70	0	idem	2 %	4 %	11 %
0,05 223 : 50	0	idem	2 %	4 %	10 %
0,1 232 : 10	0	0 •	Faible com- mence- ment de germi- nation	2 %	4 %

Tabelle XXV.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans une bouillie à 0,05 équivalent-grammes de sulfate de cuivre et à 0,025 équivalent-grammes de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
O	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,002 Cu 0,001 Ni	Faible commen- cement de germi- nation	17 %	23 %	29 %	31 %
0,005 Cu 0,0025 Ni	0	Faible commen- cement de germi- nation	5 %	11 %	15 %
0,01 Cu 0,005 Ni	0	0	0	0	0
0,02 Cu 0,01 Ni	0	0	0	0	0
0,05 Cu 0,025 Ni	0	0	0	0	0

Tabelle XXVI.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans une bouillie mixte à 0,1 équivalent-grammes de sulfate de cuivre et à 0,05 équivalent-grammes de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,005 Cu 0,0025 Ni	0	Faible com- mence- ment de germi- nation	3 %	6 %	8 %
0,01 Cu 0,005 Ni	0	idem	2 %	3 %	6 %
0,02 Cu 0,01 Ni	0	0	0	0	0
0,05 Cu 0,025 Ni	0	0	0	0	0
0,1 Cu 0,05 Ni	0	0	0	0	0

Tabelle XXVII.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans une bouillie mixte de Bex I, à concentration variable. La dite bouillie renfermait des sulfates de Cu, Ni, Zn et Fe.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Pourcentage de la bouillie	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,05 %	10 %	22 %	33 %	35 %	37 %
0,1 %	7 %	20 %	23 %	25 %	27 %
0,2 %	0	6 %	11 %	14 %	16 %
0,3 %	0	0	Faible commencement de germination	5 %	7 %
0,5 %	0	0	0	0	0
1 %	0	0	0	0	0

Tabelle XXVIII.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans une bouillie mixte de Bex II, à concentration variable. La dite bouillie renfermait des sulfates de Cu, Ni, Zn et Fe.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage de spores germées.

Pourcentage de la bouillie	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	82 %
0,05 %	20 %	31 %	34 %	43 %	45 %
0,1 %	17 %	22 %	26 %	35 %	41 %
0,2 %	2 %	8 %	15 %	23 %	27 %
0,3 %	0	6 %	9 %	10 %	12 %
0,5 %	0	0	0	2 %	3 %
1 %	0	0	0	0	0

Tabelle XXIX.

Développement du *Sclerotinia laxa* dans une bouillie mixte de Bex III¹, à concentration variable.

Mise en culture, le 24. IV. 1922. Pourcentage des spores germées.

Pourcentage de la bouillie	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	30 %	45 %	62 %	78 %	83 %
0,05 %	23 %	33 %	42 %	48 %	51 %
0,1 %	14 %	20 %	36 %	40 %	43 %
0,2 %	5 %	6 %	14 %	22 %	27 %
0,3 %	0	3 %	13 %	14 %	15 %
0,5 %	0	0	1 %	4 %	6 %
1 %	0	0	0	0	0

¹ Ce mélange de Bex III est composé de :

Sulfate de cuivre	5,15 %
» de nickel	3,51 %
» de zinc	85,84 %
» de fer	5,5 %

Tabelle XXX.

Développement du *Sclerotinia fructigena* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre.

Mise en culture, le 21. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	32 %	42 %	70 %	83 %	86 %
0,00001 125 : 100.000	25 %	50 %	57 %	83 %	87 %
0,00005 125 : 50.000	20 %	35 %	50 %	52 %	60 %
0,0001 125 : 10.000	20 %	33 %	40 %	49 %	56 %
0,0005 125 : 5.000	10 %	20 %	22 %	23 %	25 %
0,001 125 : 1.000	0	0	0	0	0
0,005 125 : 500	0	0	0	0	0
0,01 125 : 100	0	0	0	0	0
0,02 125 : 80	0	0	0	0	0
0,03 125 : 70	0	0	0	0	0
0,05 125 : 50	0	0	0	0	0
0,1 125 : 10	0	0	0	0	0

Tablelles XXXI.

Développement du *Sclerotinia fructigena* dans des solutions à concentration variable de sulfate de nickel.

Mise en culture, le 24. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	32 ₁ %	42 %	70 %	83 %	86 %
0,00001 140 : 100.000	30 %	35 %	55 %	70 %	76 %
0,00005 140 : 50.000	28 %	55 %	60 %	81 %	85 %
0,0001 140 : 10.000	20 %	30 %	61 %	70 %	76 %
0,0005 140 : 5.000	20 %	30 %	43 %	51 %	58 %
0,001 140 : 1.000	0	8 %	21 %	25 %	27 %
0,005 140 : 500	0	0	0	0	0
0,01 140 : 100	0	0	0	0	0
0,02 140 : 80	0	0	0	0	0
0,03 140 : 70	0	0	0	0	0
0,05 140 : 30	0	0	0	0	0
0,1 140 : 10	0	0	0	0	0

Tabelle XXXII.

Développement du *Sclerotinia fructigena* dans des solutions à concentration variable de sulfate de fer.

Mise en culture, le 24. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	32 %	42 %	70 %	83 %	86 %
0,00001 139 : 100.000	52 %	70 %	81 %	87 %	88 %
0,00005 139 : 50.000	40 %	55 %	66 %	81 %	85 %
0,0001 139 : 10.000	35 %	43 %	51 %	70 %	73 %
0,0005 139 : 5.000	25 %	30 %	36 %	40 %	45 %
0,001 139 : 1.000	11 %	20 %	28 %	35 %	38 %
0,005 139 : 500	5 %	15 %	22 %	24 %	25 %
0,01 139 : 100	0	0	0	0	0
0,02 139 : 80	0	0	0	0	0
0,03 139 : 70	0	0	0	0	0
0,05 139 : 50	0	0	0	0	0
0,1 139 : 10	0	0	0	0	0

Table XXXIII.

Développement du *Sclerotinia fructigena* dans des solutions à concentration variable de sulfate de zinc.

Mise en culture, le 24. I. 1922. Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	32 %	42 %	70 %	83 %	86 %
0,005 144 : 500	24 %	50 %	56 %	58 %	58 %
0,01 144 : 100	20 %	28 %	31 %	46 %	47 %
0,02 144 : 80	17 %	24 %	26 %	29 %	30 %
0,03 144 : 70	10 %	22 %	24 %	25 %	25 %
0,05 144 : 50	5 %	7 %	7 %	8 %	8 %
0,1 144 : 10	3 %	5 %	6 %	6 %	6 %

Tabelle XXXIV.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de cuivre. Mise en culture le 15. IV. 1922.
Pourcentage des spores germées.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	20 %	49 %	61 %	84 %	91 %
0,00001 125 : 100.000	11 %	33 %	45 %	52 %	61 %
0,00005 125 : 50.000	12 %	26 %	41 %	47 %	54 %
0,0001 125 : 10.000	9 %	18 %	22 %	29 %	35 %
0,0005 125 : 5.000	—	6 %	10 %	21 %	25 %
0,001 125 : 1.000	—	—	5 %	6 %	7 %
0,005 125 : 500	—	—	—	2 %	3 %
0,01 125 : 100	—	—	—	—	—
0,02 125 : 80	—	—	—	—	—
0,03 125 : 70	—	—	—	—	—
0,05 125 : 50	—	—	—	—	—
0,1 125 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XXXV.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de nickel. — Pourcentage des spores germées. Mise en culture, le 15. IV. 1922.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	120 %	49 %	61 %	84 %	91 %
0,00001 140 : 100.000	10 %	23 %	32 %	45 %	62 %
0,00005 140 : 50.000	11 %	25 %	30 %	41 %	49 %
0,0001 140 : 10.000	8 %	15 %	21 %	25 %	33 %
0,0005 140 : 5.000	6 %	8 %	15 %	19 %	21 %
0,001 140 : 1.000	—	5 %	8 %	10 %	12 %
0,005 140 : 500	—	—	—	—	—
0,01 140 : 100	—	—	—	—	—
0,02 140 : 80	—	—	—	—	—
0,03 140 : 70	—	—	—	—	—
0,05 140 : 50	—	—	—	—	—
0,1 140 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XXXVI.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de zinc. Pourcentage des spores germées.
Mise en culture, le 15. IV. 1922.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	20 %	49 %	61 %	84 %	91 %
0,00001 144 : 100.000	21 %	45 %	57 %	81 %	91 %
0,00005 144 : 50.000	20 %	39 %	49 %	61 %	87 %
0,0001 144 : 10.000	15 %	20 %	35 %	48 %	52 %
0,0005 144 : 5.000	5 %	12 %	23 %	31 %	41 %
0,001 144 : 1.000	—	7 %	12 %	21 %	27 %
0,005 144 : 500	—	—	3 %	5 %	7 %
0,01 144 : 100	—	—	—	3 %	4 %
0,02 144 : 80	—	—	—	—	—
0,03 144 : 70	—	—	—	—	—
0,05 144 : 50	—	—	—	—	—
0,01 144 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XXXVII.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions à concentration variable de sulfate de fer. Pourcentage des spores germées.
Mise en culture, le 15. IX. 1922.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	20 %	49 %	61 %	84 %	91 %
0,00001 139 : 100.000	15 %	50 %	63 %	78 %	93 %
0,00005 139 : 50.000	30 %	52 %	66 %	79 %	89 %
0,0001 139 : 10.000	12 %	48 %	52 %	64 %	78 %
0,0005 139 : 5.000	8 %	15 %	31 %	45 %	56 %
0,001 139 : 1.000	5 %	9 %	27 %	35 %	42 %
0,005 139 : 500	—	6 %	8 %	17 %	30 %
0,01 139 : 100	—	5 %	6 %	17 %	19 %
0,02 139 : 80	—	—	3 %	6 %	12 %
0,03 139 : 70	—	—	—	5 %	6 %
0,05 139 : 50	—	—	—	—	2 %
0,1 139 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XXXVIII.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions à concentration variable de sulfate d'alumine. Pourcentage des spores germées. Mise en culture, le 31. III. 1922.

Concentration en équivalent-grammes par litre	Contrôle effectué après				
	1 jour	2 jours	3 jours	5 jours	7 jours
0	20 %	49 %	61 %	84 %	91 %
0,005 222 : 500	12 %	26 %	55 %	64 %	72 %
0,01 222 : 100	22 %	42 %	43 %	45 %	48 %
0,02 222 : 80	2 %	14 %	19 %	33 %	35 %
0,03 222 : 70	—	4 %	16 %	24 %	26 %
0,05 222 : 50	—	—	—	5 %	6 %
0,1 222 : 10	—	—	—	—	—

Tabelle XXXIX.

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de cuivre, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000012 %	0,00001 0,00012 %	0,0001 0,0012 %	0,001 0,0125 %	0,01 0,125 %	0,1 1,125 %	1 12,5 %
3. XII. 1923	+	++	+++	+++	++	+	—	—
5. XII. 1923	++	++	+++	+++	+++	++	—	—
7. XII. 1923	++	+++	+++	+++	+++	+++	—	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé additionné de sulfate de nickel, à concentration variable.

Mise en culture, le 29. XI. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,14 %	0,1 1,4 %	1 14 %
3. XII. 1923	+	+	++	+	++	+	—	—
5. XII. 1923	+	++	+++	+++	++	++	—	—
7. XII. 1923	++	++	+++	+++	++	++	—	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de fer, à concentration variable.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,0000139 %	0,00001 0,000139 %	0,0001 0,00139 %	0,001 0,0139 %	0,01 0,139 %	0,1 1,39 %	1 13,9 %
3. I. 1924	++	++	+++	+++	+++	+++	+	—
5. I. 1924	++	+++	+++	+++	+++	+++	+	—
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+++	++	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate de zinc, à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000014 %	0,00001 0,00014 %	0,0001 0,0014 %	0,001 0,014 %	0,01 0,144 %	0,1 1,44 %	1 14,4 %
15. I. 1924	++	++	+++	+++	+++	++	—	—
17. I. 1924	++	+++	+++	+++	+++	++	+	—
19. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné de sulfate d'alumine, à concentration variable.

Mise en culture, le 12. I. 1924. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000022 %	0,00001 0,00022 %	0,0001 0,0022 %	0,001 0,022 %	0,01 0,22 %	0,1 2,2 %	1 22 %
15. I. 1924	++	++	++	++	++	+	—	—
17. I. 1924	++	++	+++	+++	++	+	—	—
19. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	+	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné des sulfates de cuivre et de nickel, à concentration variable.

Mise en culture, le 11. XII. 1923. Concentration en équivalent-grammes par litre.

Contrôle effectué le	O	0,000001 0,000001	0,00001 0,00001	0,0001 0,0001	0,001 0,0001	0,001 0,001	0,01 0,001	0,01 Cu 0,01 Ni
15. I. 1924	+	+	++	++	++	++	+	+
15. I. 1924	++	++	+++	++	++	++	+	+
17. I. 1924	+++	+++	+++	+++	+++	++	++	+

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé et additionné des sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer, à concentration variable, Bex I.

Mise en culture, le 27. XII. 1923. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001 %	0,0001 %	0,001 %	0,01 %	0,1 %	1 %
3. I. 1924	+	++	+++	++	+	—	—
5. I. 1924	++	+++	+++	+++	+	—	—
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	—

Développement du *Penicillium glaucum* dans des solutions de jus de fruit stérilisé additionné des sulfates de cuivre, nickel, zinc et fer, à concentration variable, Bex II.

Mise en culture, le 27. XII. 23. Concentration en pourcentage.

Contrôle effectué le	O	0,00001 %	0,0001 %	0,001 %	0,01 %	0,1 %	1 %
3. I. 1924	++	++	+++	++	+	—	—
5. I. 1924	++	+++	+++	+++	+	—	—
7. I. 1924	+++	+++	+++	+++	++	+	—

Tabelle XXXX.

Développement du *Penicillium glaucum* sur des milieux nutritifs additionnés soit de sulfate de cuivre, soit de sulfate de nickel ou des deux sels combinés.

Mise en culture, le 14. II. 1924. Diamètre du mycélium en mm.

Concentration en équivalent-grammes par litre	18. II.	20. II.	22. II.	25. II.
O	14 16	17 15	19 20	22 24
0,000001 Cu 125 : 1.000.000	10 12	17 19	19 21	25 22
0,00001 Cu 125 : 100.000	10 11	13 12	17 19	21 23
0,0001 Cu 125 : 10.000	7 8	12 10	20 16	24 21
0,001 Cu 125 : 1.000	5 6	11 9	14 16	17 19
0,01 Cu 125 : 100	2 2	3 4	5 6	8 9
0,000001 Ni 140 : 1.000.000	10 12	19 17	23 25	24 30
0,00001 Ni 140 : 100.000	12 15	13 17	23 37	25 30
0,0001 Ni 140 : 10.000	15 12	20 15	22 24	25 21
0,001 Ni 140 : 1.000	10 11	13 14	20 21	21 22
0,01 Ni 140 : 100	5 4	7 10	15 12	17 12
0,000001 Cu 0,000001 Ni	10 12	17 20	25 30	27 31
0,00001 Cu 0,00001 Ni	10 9	19 20	26 28	30 32
0,0001 Cu 0,0001 Ni	10 12	15 17	25 27	29 30
0,001 Cu 0,001 Ni	9 8	14 13	19 20	21 23

