

Zeitschrift: Bulletin de la Société botanique de Genève
Herausgeber: Société botanique de Genève
Band: 24 (1931-1932)

Artikel: La Septoriose (Rouille) du Céleri et le Septoria Petroselini Desm. var. Apii, Br. et Cav.
Autor: Baehni, Charles
DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-1099528>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

Download PDF: 17.04.2026

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

BULLETIN
DE LA
SOCIÉTÉ BOTANIQUE DE GENÈVE

Publié sous la direction de **Robert CHODAT**, professeur à l'Université

Chaque collaborateur est responsable de ses travaux.

Les abonnements (SUISSE : 12 fr. — UNION POSTALE : 13 fr. 50)
sont perçus au Siège social, Institut de Botanique, Genève.

Compte de chèques postaux : I. 3088

2^{me} SÉRIE, Volume XXIV.

GENÈVE, Nov. 1931 - Oct. 1932

**La Septoriose (Rouille) du Céleri et le Septoria
Petroselini Desm. var. Apii, Br. et Cav.**

PAR

Charles BAEHNI

(Communiqué en séance du 20 juin 1932)

Introduction

La culture du Céleri (*Apium graveolens* L.) n'a pas encore pris, en Suisse, une très grande extension. Si dans d'autres pays, au premier rang desquels se placent la plupart des Etats de l'Amérique du Nord, elle a acquis une importance économique considérable, il n'en est pas encore de même chez nous. Et ce fait, à lui seul, explique qu'on ait négligé, dans notre pays, de porter à la lutte contre les parasites qui menacent cette culture, toute l'attention qu'il aurait fallu.

Les résultats de près de trente années de recherches effectuées aux Etats-Unis, ou en Allemagne, ou encore en Italie, pour déterminer la cause exacte des maladies qui peuvent atteindre le Céleri au cours de sa croissance, les efforts qui ont été tentés pour diminuer les ravages que certaines de ces maladies causent aux cultures, les résultats très encourageants qu'on a obtenus exigent qu'une action d'ensemble soit entreprise pour rendre efficaces les mesures destinées à enrayer le mal.

Nombreuses sont les maladies qui peuvent atteindre le Céleri, mais elles sont loin d'avoir toutes la même importance. On peut les diviser en deux grands groupes :

- 1) les maladies non parasitaires ;
- 2) les maladies parasitaires.

C'est parmi les premières qu'il faut ranger le *noircissement du cœur* (black heart) qui peut être extrêmement grave en Californie et en Floride. Les jeunes feuilles noircissent et les feuilles plus âgées prennent alors une apparence chlorotique. La croissance de toute la plante est fortement ralentie, la porte est dès lors ouverte à d'autres maladies (parasitaires) et la plante peut succomber. Une trop grande humidité et un drainage défectueux sont vraisemblablement les causes principales de cette maladie.

La *fissuration longitudinale* de la base des pétioles a probablement la même origine que le noircissement du cœur.

C'est peut-être à un excès de chaux et à un déséquilibre, encore mal connu, de la nutrition minérale qu'il faut attribuer la *craquelure* de l'épiderme des pétioles, maladie qui diminue parfois considérablement la valeur marchande des produits.

Dans le second groupe, celui des infections, il faut placer la *mosaïque*, bien qu'on n'ait pu, jusqu'à présent, mettre le « virus » en évidence, lequel, selon certains auteurs (FOSTER & WEBER, 31) provoquerait l'apparition de la mosaïque. Il est bien difficile de la distinguer sur les feuilles jeunes à cause de la couleur vert très clair qu'elles ont communément, mais on la remarque dès que les feuilles avancent en âge et prennent une teinte plus sombre. Le limbe est alors marbré de taches claires et foncées, bien caractéristiques. La croissance ralentit et la plante végète. On ignore la façon dont la maladie se répand et de quelle manière il faut la combattre.

Le *chancre des racines* est causé par un Nématode, *Heterodera radicicola* Atk. ; les ravages produits par ce ver peuvent être assez importants pour justifier les dépenses élevées qu'entraîne une bonne désinfection des couches et des champs de repiquage.

Enfin, diverses larves qui se nourrissent des feuilles et y creusent des galeries, et un charançon (*Ceuthorhynchus terminatus* Herbst) ont été signalés et leurs ravages décrits à maintes reprises.

Le jaunissement est provoqué par un *Fusarium* qui peut vivre un temps considérable à l'état de saprophyte dans le sol. L'assolement régulier et, si possible, la désinfection des sols, joints à une sélection des variétés résistantes arriveront peut-être à bout de cette maladie dont les horticulteurs des Etats de Michigan et de New-York ont particulièrement à se plaindre.

La verse ou la fonte des semis peut être causée soit par *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) Masee, soit par *Pythium de Baryanum*, ou par un *Fusarium*, ou encore par un *Rhizoctonia*. Si le *Sclerotinia* s'attaque à des plantes déjà âgées (l'infection pénètre par des blessures ou par des craquelures), il peut envahir les tiges et les pétioles qui prennent, aux endroits malades, une coloration rosée et se couvrent d'un léger duvet. Des sclérotés noirs se forment bientôt en grand nombre et sont entraînés dans le sol par la chute des parties de la plante atteintes par le parasite.

Le *Rhizoctonia* provoque également la pourriture de la racine (Root rot) qui attaque surtout les jeunes plantes après qu'elles ont été sorties des couches. On remarque la maladie au fait que les plantes reprennent mal et sont retardées par rapport aux plantes saines. On a souvent observé que celles qui survivent peuvent devenir, par la suite, extrêmement vigoureuses. (FOSTER & WEBER, 31).

On comprend sous le nom de rouille au moins trois maladies différentes. L'une est produite par une bactérie, *Pseudomonas Apii* Jag., la seconde par le *Cercospora Apii* Fr., et la troisième par le *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii* Br. et Cav. En outre, une véritable rouille (*Puccinia Apii* Desm.) envahit les feuilles du Céleri, mais comme cette affection est beaucoup plus rare que celles produites par les organismes précités, elle est beaucoup moins connue.

Le *Pseudomonas Apii* a été décrit par IVAN C. JAGGER (38); c'est un bâtonnet court, mesurant 0.44μ à $0.87 \mu \times$

0.87 μ à 1.74 μ . Il possède un à plusieurs flagelles polaires, généralement de 1 à 3. Les taches qu'il provoque, à la surface des feuilles, sont d'un brun roux, d'une forme circulaire irrégulière excédant rarement 5 mm. de diamètre. Quelquefois elles sont assez nombreuses pour entraîner la mort de la feuille, mais d'une manière générale le *Pseudomonas* se borne à faire des dégâts superficiels qui ne peuvent que ralentir la croissance normale de la plante.

Le *Cercospora Apii* Fr. attaque les feuilles à tous les stades de leur développement, mais il se développe surtout sur les feuilles âgées. Il y produit de petites taches d'un jaune brunâtre qui ne tardent pas à grandir (elles peuvent atteindre jusqu'à 1,5 cm. de diamètre) et à prendre une couleur plus foncée, gris brun cendré. Le bord est franc, souvent relevé et coloré en rouge. Les spores sont portées par des conidiophores qui s'échappent en touffes par des déchirures de l'épiderme. Elles donnent à la tache un aspect velouté, caractéristique de la Cercosporiose (DYE & NEWHALL, 25).

Le *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii* Br. et Cav. enfin, fait l'objet du présent travail. Il provoque sur le Céleri une maladie grave qui a attiré l'attention de nombreux chercheurs. Ces derniers ont réussi, sur beaucoup de points, à élucider l'histoire du développement du champignon et l'évolution de la maladie, ce qui a permis de proposer des mesures propres à enrayer celle-ci.

Bien des questions, cependant, sont restées obscures, et c'est à l'éclaircissement de quelques-unes d'entre elles que je me suis attaché.

CHAPITRE I

Description de la Septoriose

Les taches produites à la face supérieure des limbes, comme à la face inférieure, sont circulaires et vert-pâle lorsqu'elles sont jeunes et isolées. En vieillissant, elles deviennent d'un brun-roux foncé et finissent souvent par confluer. Le caractère qui permettra toujours de distinguer la Septoriose des autres maladies dont je viens de donner succinctement les caractéristiques est l'apparition de points noirs, isolés ou groupés en très grand nombre parfois, à l'intérieur, à la périphérie, ou même à l'extérieur des taches. Ces points ne sont autres que les fructifications du parasite, les pycnides.

Cependant, ces pycnides ne se voient que lorsque la maladie a déjà évolué. Le cas peut se présenter où elles apparaissent sur de jeunes plantes avant les taches proprement dites, mais un examen minutieux, à la loupe, est alors indispensable pour les déceler.

Les taches sont distribuées sur toute la surface de la feuille, mais les parties les plus extérieures du limbe sont, en général, plus gravement affectées que les parties plus rapprochées du pétiole. Quant à celui-ci, il en est en général indemne, tout au moins dans les cas bénins ou dans les stades précoces de l'évolution de la maladie.

Si les conditions sont favorables au champignon tout le limbe est bientôt couvert de taches et celles-ci descendent le long des pétioles et infectent finalement l'hôte jusqu'au voisinage du collet. Je dis finalement, car il semble, en effet, que l'infection commence par le sommet des feuilles pour descendre ensuite. Dans les cultures examinées à l'École d'Horticulture de Châtelaine (Genève) je n'ai pas une seule fois pu trouver des pétioles attaqués portant des limbes sains, et bien rarement des pétioles peu malades portant des limbes peu malades eux aussi. L'infection ne semble atteindre la base des feuilles et les pétioles que lorsqu'elle est massive ou déjà ancienne.

L'époque d'apparition de la maladie varie selon la situation géographique en général et les conditions climatiques en particulier, variables d'une année à l'autre.

En 1931, un examen des plantules, encore sous châssis, à Châtelaine, montrait déjà au milieu d'avril des débuts de l'infection. Mais ce n'est qu'au mois de juin que la maladie se déclencha vraiment pour atteindre son maximum au mois de septembre. En octobre, toutes les feuilles étaient infectées.

En Floride, (FOSTER & WEBER, 31) ou en Italie (CAMPANILE, 13), où l'on peut avoir deux récoltes de Céleri par an, l'une en hiver, l'autre en été, la maladie peut être signalée ou même être déjà grave pendant les mois d'hiver, au point de compromettre la récolte de printemps. Pour CHITTENDEN (15), le commencement de la maladie s'observe en juillet ordinairement.

Comme on le voit, le départ du développement du parasite peut avoir lieu à des moments très différents de l'année parce qu'il est lié, essentiellement, aux conditions d'humidité d'abord et de température ensuite.

Il a été signalé fréquemment l'existence côte à côte (parfois dans un même champ et quelquefois sur une même plante) de deux ou trois aspects différents pris par les céleris attaqués.

Ainsi LAIBACH (51) observe deux formes : 1) à grandes taches ; 2) à petits points.

La justesse de son observation est vérifiée par la culture pure du champignon qui montre réellement deux variétés différentes.

PETRAK (59) lui, admet l'existence de trois formes de la maladie. Ses descriptions semblent correspondre à deux des formes signalées par LAIBACH ; la troisième serait caractérisée par l'absence de taches réelles, les pycnides se montrant abondantes sur les deux faces du limbes. C'est probablement à cette forme que SACCARDO a donné le nom de *S. Petroselini* var. *Apii* Br. et Cav. forma *emaculata* Sacc.

Le type que j'ai étudié se marque par de petits points bruns (leur diamètre dépasse rarement 4 mm.) devenant quelquefois gris, au centre, en vieillissant, entourés maintes fois d'une auréole rousse, ou bien franchement isolés au

milieu d'une aire jaune non délimitée. Ces taches très nombreuses, à l'extrémité des folioles et principalement des folioles terminales, entraînent le jaunissement de la feuille entière et sa mort, mais parfois aussi sa rupture prématurée lorsque le pétiole, miné par le champignon ne peut plus soutenir le limbe.

Ce type semble correspondre au second type de LAIBACH. Toutefois, tant qu'on n'aura pas démontré, expérimentalement, comme il l'a fait lui-même pour les deux formes dont il s'est occupé, que les diverses sortes de taches décrites ne sont pas dues à de simples aspects morphologiques différents du même champignon, sous l'influence de conditions ambiantes variables, il faudra réserver son opinion sur la valeur systématique qu'elles peuvent avoir.

CHAPITRE II

Agent de la maladie

A l'œil nu on distingue déjà sur les feuilles les fructifications du champignon. Avec un faible grossissement, il est aisé de se rendre compte qu'il s'agit de pycnides, petites masses globuleuses, colorées par un pigment brun-noirâtre et noyées dans des cellules mortes de l'hôte, foncées elles aussi. Des filaments mycéliens blancs, très minces, et irrégulièrement ramifiés, courent à la surface de l'épiderme foliaire (obs. du 17 juin 1931, sur feuille fraîche).

Un plus fort grossissement appliqué à une section transversale du limbe montre la structure de ces pycnides : elles sont globuleuses, formées d'un pseudoparenchyme serré, légèrement appointies au pôle tourné vers l'épiderme de la feuille et s'ouvrant par un orifice irrégulièrement circulaire. Un tissu lâche de hyphes foncées, septées, court entre les parois cellulaires encore existantes et remplit les cavités formées par la disparition des cellules tuées par le champignon.

A l'intérieur de ces pycnides prennent naissance des spores, triseptées en général, en forme de bâtonnet arrondi aux deux bouts, dont l'un est un peu plus gros que l'autre, légèrement

incurvées ou en forme d'S très plat. Dimensions moyennes : $42 \mu \times 3,1 \mu$. Ces spores s'échappent en masses compactes ou cirres et sont probablement unies entre elles par une gelée. Elles se désagrègent instantanément dans l'eau. Ce sont ces spores qui assurent la dispersion du champignon et, du même coup, de la maladie.

Le *Septoria* ne possède pas de forme sexuée de reproduction; plus exactement, il n'a pas encore été possible de l'identifier avec un champignon supérieur comme l'a pu faire LAIBACH pour le *Septoria* de l'*Acer* qui n'est autre qu'une forme asexuée de *Mycosphaerella latebrosa* (Ascomycète).

Décrit en 1890 par BRIOSI et CAVARA (84), il a été baptisé *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii*, Br. et Cav. Mais il porte encore d'autres noms : *Septoria Apii* Rostrup (1891), *Phlyctaena Magnusiana* (All.) Bresadola, *Septoria apiicola* Speg., enfin, *Septoria Apii* (Br. et Cav.) Chester et *Septoria Apii* (Br. et Cav.) Rostr. ; l'élévation de la variété *Apii* au rang d'espèce par certains auteurs peut se justifier par le fait que le *Septoria* du Céleri n'est pas capable d'infecter le Persil.

CHAPITRE III

Modes d'infection

Les spores filiformes dont je viens de parler sont capables de germer immédiatement. CAMPANILE a suivi leur germination, de même que KLEBAHN (46) et VOGLINO (79). La spore mise dans l'eau glucosée (1 %) s'allonge, se gonfle puis produit latéralement un ou plusieurs tubes germinatifs. CAMPANILE a même observé une dislocation qui se répète plus souvent dans l'eau glucosée que dans l'eau ordinaire, une dislocation de la spore en articles qui produit ainsi trois ou quatre sporulines de $2,5 \mu \times 14 \mu$, cylindriques et capables de germer. La spore peut encore germer seulement par son segment terminal qui devient elliptique, le système prenant l'aspect d'un conidiophore portant une spore acrogène.

Les spores, mises en liberté, de la façon qu'on a vue sont

emportées sur d'autres parties de la même plante, ou sur une plante voisine, y germent et pénètrent dans les tissus de l'hôte. Le tube germinatif est capable de dissoudre la cuticule et de pénétrer ainsi directement à l'intérieur des cellules épidermiques. Bien rarement, j'ai observé des filaments pénétrant par l'ouverture des stomates; cette voie est certainement utilisée, mais non pas uniquement.

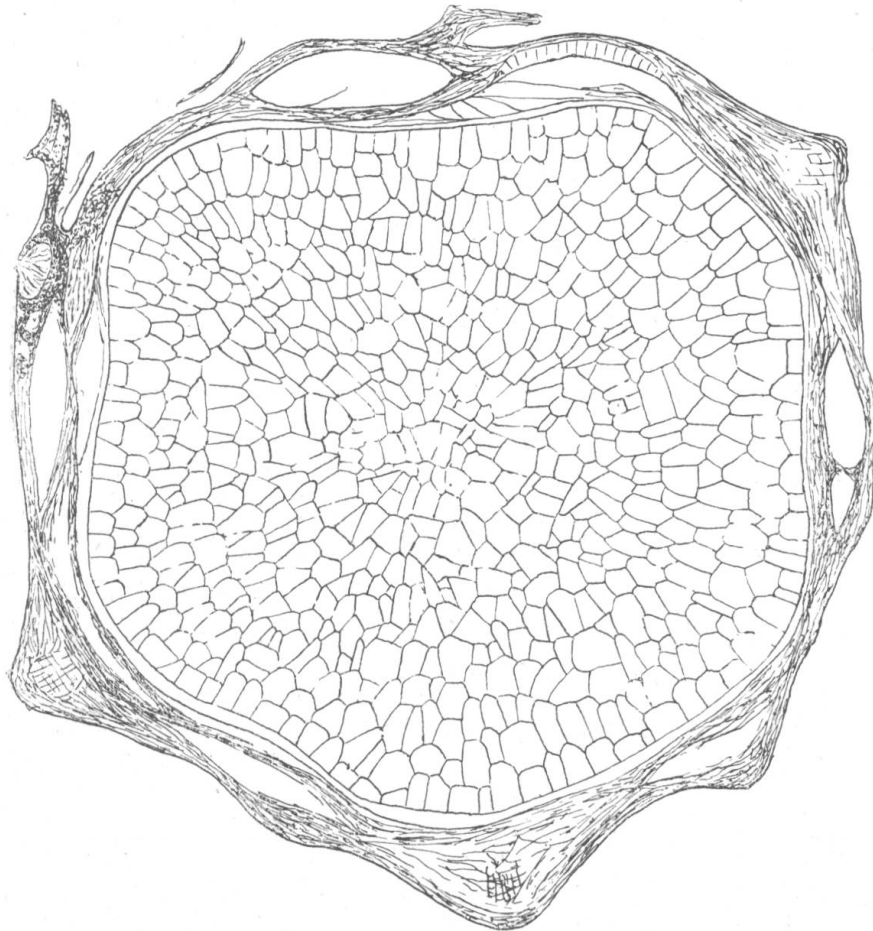


Fig. I. — Section faite au travers d'un achaîne de Céleri montrant en haut à gauche une pycnide de Septoria.

Comment se répand la maladie ?

En relisant les journaux agricoles du temps où l'on commençait à la connaître en Angleterre, soit de 1908 à 1910 environ, on voit que les horticulteurs ont successivement accusé les engrais d'origine animale (JAQUES, SLAUGHTER, ZOBEL, etc.) puis les conditions climatiques régnant en ces années-

là (KERRY, M. A., YATES). Enfin on s'est rendu compte que l'un des agents les plus efficaces de la dissémination sont les *graines* (fruits).

Un examen microscopique des « graines » livrées comme semence révèle, à la surface des fruits, et très souvent à la surface du pédoncule, des pycnides qui laisseront échapper leurs spores dès que les conditions d'humidité deviendront favorables.

La fig. 1 représente une coupe faite au travers d'un achainé d'*Apium* et colorée à l'hématoxyline. On peut se rendre compte, sur cette figure, que l'invasion du parasite n'intéresse que les parties externes du fruit, soient l'épicarpe et le parenchyme mésocarpique. Ni les faisceaux libéro-ligneux des côtes primaires, ni l'endocarpe, ni surtout l'albumen ne sont envahis, ce qui, l'intégrité de la graine elle-même étant respectée, conserve à celle-ci sa faculté germinative.

De 43 graines examinées par CHITTENDEN (15), 14 sont trouvées porteuses de pycnides. FINLAYSON, cité par le même auteur, a lavé soigneusement plusieurs lots de semences du commerce à l'eau stérile et trouvé que le 50 % était capable de reproduire la maladie. Ce même chiffre est admis par STIRRUP et EWAN (73).

J'ai recherché moi-même quel est le pourcentage des graines malades par rapport aux graines saines dans deux lots fournis par le commerce. Pour mieux pouvoir juger, je les ai fait gonfler une nuit dans une eau légèrement alcalinisée à la soude.

1^{er} lot :

nombre de graines : 126, malades 99 = 78.5 %.

2^{me} lot :

nombre de graines : 140, malades 33 = 15.7 %.

Même en admettant, ce qui est probable, que toutes les plantules ne soient pas infectées par l'enveloppe qui porte les pycnides, on peut se rendre compte par ces chiffres de la valeur que l'on doit attacher à l'obtention des graines saines. Au moment où les semis sortent de terre, les cotylédons sont encore très fréquemment emprisonnés, coiffés par l'enveloppe du fruit. Il est clair, dès lors que, les conditions ambiantes

étant réalisées sous châssis par exemple (chaud et humide) les spores infecteront les cotylédons. SALMON (68) et NEWHALL (54) ont déjà noté des plantules malades dans les couches et j'ai moi-même vu de jeunes plantes encore sous châssis indubitablement atteintes de Septoriose.

La maladie s'étant déclarée sur une plante et les pycnides étant formées, les spores peuvent infecter les plantes voisines. Les voies sont variées :

1) *dissémination par l'eau de pluie.*

J'ai déjà noté que les feuilles externes, les plus âgées sont les plus malades, et en tous cas les plus précocement atteintes. L'eau de pluie, lavant la surface des taches entraîne les spores et infecte les parties plus basses de la même plante ; une grande partie des spores, cependant, arrive à la surface du sol (elles y ont été vues par Campanile !) d'où elles peuvent être projetées sur d'autres plantes par le rejaillissement de l'eau. Dans tous les cas ce mode de dissémination doit être particulièrement efficace lorsque les plantes se touchent, comme dans les couches, ou lorsque les plantes, en pleine terre, laissent s'écarter leurs feuilles externes créant un contact de plante à plante.

2) *Dissémination par les insectes.*

Les insectes servent certainement au transport de la maladie d'une plante à l'autre. EDWARDS (27) accusait *Cnicus arvensis*. Il est fort possible que le charançon du Céleri (*Coethorhynchus terminatus* Herbst) dont l'existence à Genève a été signalée récemment par MM. Deshusses¹, puisse transporter d'une plante à l'autre les spores de *Septoria*. CAMPANILE remarque, en outre, avec raison que la nature gélatineuse des cirres émis par les pycnides est évidemment favorable à une dissémination entomophile.

3) *dissémination par le vent.*

Les cirres étant produits, si l'humidité n'est pas suffisante pour leur dislocation, ils se dessèchent et la tache se

¹ Dr. L. et Dr. J. Deshusses : Un Charançon (*Coethorhynchus terminatus* Herbst) parasite nouveau du Céleri. — Rev. hort. Suisse, ann. IV, No 9, 1931.

couvre d'une farine de spores qui peuvent être répandues par le vent. Je n'ai aucun point d'appui pour juger de la valeur de ce mode de dissémination dont CAMPANILE parle, et je ne sais pas non plus si des spores desséchées à l'air libre sont capables, remises à l'humidité, d'émettre un tube germinatif.

4) *dissémination par des restes de plantes malades.*

Tous les auteurs qui se sont occupés de la Septoriose attirent l'attention des maraîchers sur le danger qu'il y a à laisser sur le champ de culture, les débris de céleris malades. Les pycnides peuvent parfaitement subsister dans le sol, durant l'hiver, à l'abri dans leur support, et reproduire la maladie l'année suivante.

5) *infection par contact.*

Quand on repique les jeunes plants trop près les uns des autres, les feuilles, en s'allongeant et en s'écartant du pied peuvent finir par entrer en contact avec les feuilles d'un plant voisin. La contamination a lieu, dès lors, très facilement. J'en veux pour preuve, le fait suivant: les feuilles âgées sont, le l'ai dit, plus gravement et plus précocement atteintes que les jeunes. Mais il est facile de trouver sur un champ des feuilles jeunes, très malades, appartenant à un pied dont les feuilles, âgées sont saines. Or, on peut observer que ces feuilles jeunes à cause des mouvements que leur imprime le vent, vont toucher des feuilles malades de plants voisins. Le cas n'est pas rare et d'observation aisée.

D'autre part, il est visible que la maladie fait tache. Je suis certain que l'infection doit se réaliser de proche en proche. Le fait est mis en évidence par le contrôle suivant effectué à Châtelaine (obs. du 31 juillet 1931).

Dans un rang de Céleri, j'ai déterminé pour chaque pied laquelle de ses feuilles se trouve être la plus proche d'une feuille d'un autre pied, mais appartenant à un autre rang. En indiquant par le signe (+) la présence de tache sur la feuille et par le signe (—) son absence, et en tenant compte d'un contact direct possible entre les deux feuilles voisines, j'ai obtenu le tableau ci-dessous :

serrées les unes contre les autres, en cave, ou empaquetées pour le transport.

Ces divers modes de dissémination ne peuvent pas être mis sur le même plan. La dissémination par une semence malade ou simplement porteuse de germes, celle qui est assurée par les débris de plantes malades abandonnés sur le terrain de l'infection par l'eau de pluie jouent sans aucun doute un rôle plus important que la contagion directe ou la propagation par le vent ou par les insectes. Cela tient tout d'abord à l'ampleur naturelle que certains de ces modes possèdent ; la pluie tombant en même temps sur tout un champ aura en quelques instants plus de conséquences pour la reproduction du *Septoria* que le transport de quelques germes sur les pattes ou la trompe d'un charançon. Cela tient ensuite à la liaison de certains d'entre eux aux conditions atmosphériques. Si l'infection par les débris est inévitable sur un champ où l'assolement n'est pas pratiqué, la dissémination par le vent ne peut s'opérer que dans des conditions de température et d'humidité parfaitement définies et non continues, au cours de la croissance du Céleri. Je crois n'avoir pas besoin d'insister sur la simultanéité possible de divers modes d'infection ; elle se laisse concevoir sans peine.

CHAPITRE IV

Triage et cultures pures

KLEBAHN (46), THOMAS (75), VOGLINO (79) et CAMPANILE (13) entre autres auteurs, ont étudié le *Septoria* en cultures pures. Les milieux employés ont varié ; ce sont : l'agar seul, l'amidon-agar, le peptone de viande, la décoction de Céleri agar ; on a fait aussi varier le pH du milieu afin de connaître les réactions du champignon placé sur des milieux différents par leur composition et leur concentration en ions H.

KLEBAHN a pu, en inoculant par une suspension de spores des milieux agarisés mettre en évidence des conidies allongées en tous points semblables aux pycnospores déjà décrites, mais naissant en bouquets latéralement ou à l'extrémité de

hyphes. Il a également vu les deux sortes de hyphes que le champignon est capable de produire : les unes minces, hyalines, droites, les autres (les plus anciennes) à gros articles recourbés irrégulièrement, bruns. Ces derniers portent des conidies en si grand nombre qu'il est très difficile de reconnaître l'endroit où elles prennent naissance. Le mycélium aérien, toujours d'après Klebahn, est réduit.

CAMPANILE a cultivé le *Septoria* sur décoctions de Céleri agarisé, 1) naturellement acides, 2) neutralisées et 3) alcalinisées au carbonate de Na. Sur milieu acide, la croissance radiale est faible et la couleur noire intense. Sur milieu neutre et alcalin toute la surface est recouverte d'une couche noirâtre. Les hyphes olivacées souvent terminées en fouet, se réunissent parfois en cordon (milieu acide) et tendent à former un stroma riche en pycnides. Les conidies sont plus rares qu'en milieu alcalin.

J'ai obtenu le champignon en lavant des fragments de feuilles de Céleri tachées dans un peu d'eau stérile et en inoculant une goutte de cette eau (après plusieurs dilutions) sur différents milieux liquides et solides. Le résultat au bout de dix-huit jours fut le suivant, les nombreux milieux infectés par des bactéries ou des champignons banaux étant mis à l'écart :

Jus de prune liquide ; petits îlots nageants, grisâtres, bordés de blanc, à points foncés (pycnides).

Jus de prune agarisé ; même aspect que sur le milieu liquide, il y a moins de pycnides et le gazon aérien est plus élevé. Diamètre des colonies : 6 à 10 mm.

Jus de prune + décoction de Céleri aqueuse ; les colonies sont semblables à celles du jus de prune ; mais en plus, présence de gouttelettes rosées à la surface et existence de nombreuses conidies libres.

Jus de prune + décoction de Céleri agarisée ; les colonies sont irrégulières et semées de taches noirâtres qui rappellent l'aspect d'une culture de *Phoma* sur pomme de terre. Les conidies sont fréquentes.

Extrait aqueux de pomme de terre ; le mycélium s'est bien

développé, mais il est resté attaché au fond des flacons. Ni pycnides, ni conidies libres.

Extrait aqueux de pomme de terre agarisé; les colonies ont exactement l'aspect de celles produites sur jus de prune dilué, avec cette différence que le gazon aérien est beaucoup plus ras.

De cette expérience préliminaire il ressort que le mycélium aérien se développe mieux sur un milieu sucré et acide tel que le jus de prune et que ce même milieu, solide aussi bien que liquide, favorise l'apparition des pycnides. La décoction de Céleri mélangée au jus de prune provoque le développement de conidies libres alors que le milieu à la pomme de terre ne semble pas convenir.

Le pH des milieux de culture

Dans une seconde série d'expériences, j'ai cherché quel était le pH le plus favorable au développement du champignon.

Je me suis servi du milieu de Coon ($MgSO_4$, KH_2PO_4 , Asparagine et Maltose) qui s'était révélé dans un premier essai, favorable au développement du champignon.

Six séries parallèles de six vases Petri chacune ont été établies, dont les pH ont été échelonnés (au moyen d'HCl et de NaOH) de 4.2 — 4.4 à 7.0 — 7.2. Ils ont étéensemencés le 19 décembre 1931 avec une suspension de spores provenant d'une culture pure et les résultats ont été consignés le 6 février 1932, soit environ après six semaines de culture à la température du laboratoire.

Série I. — Coon pH = 4.2 — 4.4 : le milieu est très mal solidifié à cause d'une hydrolyse partielle de l'agar. Les colonies sont grandes (15 à 18 mm. de diamètre) d'un brun clair au centre et entouré d'une auréole large de hyphes incolores. Les deux zones sont séparées par un filet blanc qui marque le seul endroit où un gazon aérien s'est développé. Les deux formes de hyphes coexistent, celle à grosses cellules olivacées et à hyphes contournées, et celle à hyphes hyalines rectilignes. Mais ces dernières occupent, de beaucoup, l'espace le plus grand. Il n'y a ni pycnosporos, ni conidies.

Série II. — **Coon pH = 5.0 — 5.2** : ici encore le milieu est peu solidifié. Les colonies sont très étendues (diamètre moyen = 18 mm.) transparentes, d'un brun café au lait très clair. Il n'y a pas trace de gazon aérien, ni de pycnides, ni de conidies libres. Les deux formes de hyphes sont visibles.

Série III. — **Coon pH = 6.0 — 6.2** : les colonies sont petites (diamètre moyen = 5 mm), de couleur brun clair, si brillantes qu'on les prendrait pour des colonies de levures. Le bord est frangé et plus net que dans les deux séries précédentes. Il n'y a pas de pycnides ni de gazon aérien proprement dit. Ici et là, cependant, on trouve des conidies sur les hyphes à gros diamètre.

Série IV. — **Coon pH = 6.6 — 6.8** : les colonies sont de nouveau plus grandes que dans la série qui précède. Leur diamètre moyen est de 10 mm., mais il va, dans certains cas, jusqu'à 25 mm. Ici le gazon aérien est bien développé, mais seulement dans la partie centrale des colonies ; il s'étend en diamètre, environ sur la moitié du diamètre total. Le bord est flou et formé par un mycélium très mince et transparent. C'est sur ce milieu que le développement du champignon semble le meilleur, car je puis noter la présence de nombreuses conidies libres, et au centre des colonies les plus grandes, de quelques pycnides bien formées.

Série V. — **Coon pH = 6.8 — 7.0** : bien que la différence de pH avec la série précédente ne soit pas considérable, les colonies ont ici une tout autre apparence. Elles sont plus petites (diamètre moyen = 6 mm.), leur gazon aérien est presque inexistant, elles sont d'une ténuité si grande qu'elles en deviennent transparentes. Il n'y a que peu de conidies libres. mais pas du tout de pycnides.

Série VI. — **Coon pH = 7.0 — 7.2** : les colonies ont la même allure que celles de la série V ; le gazon aérien est nul et le mycélium est très ténu. Diamètre moyen : 5 mm.

Avant d'aborder les conclusions de cette expérience, je voudrais soulever la question de ces conidies libres, dont **Klebahn** avait signalé l'existence et qui n'ont pas été retrouvées dans la nature. La façon dont elles sont apparues à l'auteur de leur découverte, pouvait lui laisser supposer qu'il

n'avait pas pu réaliser artificiellement les conditions nécessaires à la formation de pycnides et qu'il se trouvait en face d'organes de reproduction incomplets, plus ou moins avortés, en bref, de pycnospores sans pycnides. Or, ces conidies libres peuvent se former, nous venons de le voir, sur le même milieu et en même temps que les pycnides.

Doit-on, après ce résultat, continuer à voir de même, ou au contraire faut-il y voir une nouvelle forme d'organes de reproduction, une manière de spermogonies ? Je ne saurais répondre avec certitude, mais je suis tenté de croire qu'il s'agit bien là d'une sorte de dimorphisme de l'appareil asexué de reproduction qui n'arrive pas, dans la nature, à se manifester.

Les conclusions à tirer de mon expérience sont les suivantes :

Le mycélium aérien se développe mieux sur milieu acide que sur milieu neutre ou légèrement alcalin ; la croissance radiale est également favorisée, l'optimum se trouvant entre 4.2 et 5.2. Les conidies libres et les pycnospores, cependant, se développent mieux dans un milieu moins acide. L'optimum est entre 6.6 et 6.8 où seules les pycnides ont pu être formées.

Il aurait fallu prolonger l'expérience au delà de six semaines pour voir si réellement les pycnides n'arrivent pas à se former avec d'autres concentrations d'ions H, mais les infections secondaires des boîtes de Petri, fréquemment examinées, ne l'ont pas permis.

L'Azote des milieux de culture

Les résultats précédents étant acquis, une question pouvait se poser.

La difficulté que le champignon a eue de former, dans l'espace de six semaines, des conidies et des pycnospores, est-elle peut-être due au fait que la source d'azote, l'asparagine ne convenait pas ? Pour éclaircir ce point, j'ai fait un nouvel essai. Le milieu de Coon a été préparé, mais sans asparagine. (Le Coon normal doit en contenir 0,27 gr. par litre, soit 0,0252 gr. d'azote).

Quatre solutions dans lesquelles l'azote est offert en quan-

tités équimoléculaires, furent préparées au moyen de ce liquide de Coon privé d'azote auquel j'ai ajouté :

à la 1^{re} 0,27 gr. d'asparagine (= témoin).

à la 2^{me} 0,0963 gr. de chlorure d'ammonium.

à la 3^{me} 0,1818 gr. de nitrate de potassium.

à la 4^{me} 0,135 gr. de glyocolle.

De l'agar a été ajouté à raison de 1,5 % et après liquéfaction les solutions ont été réparties en flacons d'Erlenmayer, puis pasteurisées à 70 % en trois fois, séparées par 48 heures, enfin inoculées au moyen d'une suspension de spores de *Septoria* et conservées à la température du laboratoire.

Les résultats sont les suivants :

1) *L'asparagine* permet la meilleure germination ; après dix jours les colonies sont plus grandes sur Coon avec asparagine que sur tous les autres milieux à sources d'azote différentes. Deux semaines plus tard, la colonie a pris une teinte vert clair en dessous, la face supérieure restant d'un blanc mat ; les colonies sont toujours les plus grandes. Puis le gazon aérien s'élève un peu au-dessus de la surface de telle sorte que toute la colonie prend finalement (sept semaines après l'inoculation) une apparence de chapeau très plat, à centre surélevé, dont le bord est frangé, comme déchiré. Les deux types de hyphes se retrouvent, les plus épaisses étant souvent terminées en fouet. Les conidies libres sont très rares et les pycnides ne se sont pas développées.

2) *Le chlorure d'ammonium* ne permet pas un départ de la végétation aussi rapide que l'asparagine. Cependant, dès le début, les colonies prennent une couleur vert-brunâtre en dessous. Après vingt-cinq jours les pycnides commencent à apparaître, en petit nombre il est vrai. Après sept semaines : les filaments mycéliens anciens sont relativement gros (2 μ) et les conidies sont abondantes ; les hyphes qui les portent ont tendance à être composées d'articles courts, ballonnés, pigmentés. Le nombre des pycnides ne semble pas avoir beaucoup augmenté depuis le moment où elles ont été signalées ; il est vrai que pendant les dernières semaines l'épaisseur de la colonie ne permettait plus de les apercevoir. Elles ont

été formées à une faible profondeur, immédiatement sous le feutrage blanc qui recouvre toute la colonie.

3) *Le nitrate de potassium* donne au champignon la possibilité de s'accroître dès le début aussi rapidement que l'asparagine. Il y a, cependant, deux différences : les colonies sont moins denses et plus pigmentées (vert-olive). Un peu plus tard, la croissance ralentit, la couleur à la face inférieure se fonce encore et les pycnides apparaissent. Ceci a lieu au même moment que sur le chlorure d'ammonium. Après ce temps d'arrêt la croissance radiale de la colonie reprend et rattrape, à la fin de la septième semaine, les dimensions présentées par les colonies qui ont poussé sur Coon-asparagine. Au microscope les colonies se montrent composées de hyphes des deux types habituels (0.7μ et 1.8μ de diamètre). Les conidies libres sont rares, mais les pycnides sont nombreuses et de très grand volume. Elles se trouvent, comme celles formées sur Coon-chlorure d'ammonium immédiatement sous le feutrage blanc superficiel.

4) *Le glycolle* se révèle au début comme source d'azote peu propice à un développement vigoureux. Les colonies sont petites et grêles d'apparence. Puis, très rapidement elles se mettent à croître et quinze jours après l'ensemencement elles ont presque atteint le diamètre des colonies poussant sur Coon-asparagine. Elles sont d'un blanc pur au-dessus, et la face inférieure laisse apparaître la teinte vert-olive. A la fin de l'expérience, ce sont ces colonies qui ont, comparées à toutes celles dont je viens de parler, le plus petit diamètre (la différence est de l'ordre de 3 à 4 mm., la moyenne des diamètres oscillant autour de 30 mm.). L'aspect de la colonie est bien caractéristique. Elle semble formée de deux ou trois étages circulaires posés les uns sur les autres, le plus élevé étant marqué au centre par une petite proéminence ou au contraire par un minuscule cratère. Les pycnides voisinent avec les conidies libres, toutefois les unes et les autres, mais surtout les premières sont rares.

Les conclusions à tirer de cet essai sont les suivantes :

La croissance radiale et la fructification du champignon sont deux phénomènes indépendants l'un de l'autre.

Le *Septoria* ensemencé sur un milieu de Coon agarisé comportant comme sources d'azote, l'asparagine, ou le chlorure d'ammonium, ou le nitrate de potassium, ou enfin le glyco-colle *croît radialement* mieux et plus vite sur Coon-asparagine que sur les autres milieux ; il croît le moins bien sur Coon-glycocolle.

Les *conidies* se forment mal sur Coon-asparagine, nitrate de potassium et glycocolle, mais très bien sur Coon-chlorure d'ammonium.

Les *pycnides*, enfin ne se forment pas du tout sur l'asparagine, ce qui explique pourquoi j'en ai si peu trouvé lors de mon essai de faire croître le champignon sur Coon-asparagine à pH différents. Elles se forment vite, mais restent peu abondantes sur le chlorure d'ammonium, leur rareté étant également la marque de la colonie ayant crû sur Coon-glycocolle ; elles se forment en grand nombre et acquièrent un grand volume sur Coon-nitrate de potassium.

Le Carbone des milieux de culture

L'étude a été poursuivie par l'examen des réactions du *Septoria* lorsqu'on lui présente des sources de carbone différentes. J'ai utilisé de nouveau ici le milieu de Coon-agar pasteurisé trois fois à 70° et réparti en éprouvettes. Huit lots de 10 éprouvettes ont été constitués, la maltose de la formule originale n'étant conservé que pour l'un d'entre eux. Les milieux obtenus sont les suivants :

- 1) Coon sans sucre (= témoin).
- 2) Coon sans maltose + xylose M/100.
- 3) » » » + lévulose M/100.
- 4) » » » + galactose M/100.
- 5) » » » + maltose M/100.
- 6) » » » + amidon soluble 5 ‰.
- 7) » » » + lichénine 5 ‰.
- 8) » » » + cellulose 5 ‰.

La cellulose a été préparée selon la méthode de Scales (citée par Waksman, 94) à partir de papier filtre dissous.

dans l'acide sulfurique concentré et précipité par un excès d'eau. Les tubes ont été ensemencés au moyen de mycélium très jeune, sans conidies, afin d'éviter la formation simultanée, dans le même tube, de plusieurs colonies, comme c'eût été le cas si j'avais employé une suspension de spores.

Voici les résultats :

1) **Culture sur Coon-agar sans sucre.** — Dès le début, la croissance s'annonce difficile. Après bien des jours, on voit enfin, autour du point d'inoculation, des hyphes très ténues s'étendre à faible distance. Dans les semaines qui suivront l'aspect changera peu. La colonie sera réduite à un point autour duquel les hyphes rayonneront à la surface, formant volontiers des cordons disposés en rayons de roue. Au point d'inoculation une coloration rose se montre après quatre semaines, mais seulement à la face inférieure. Et après quatre semaines de croissance la colonie a encore le même aspect; elle n'a pu former ni conidies, ni pycnides.

2) **Culture sur Coon-xylose agarisé.** — La croissance est vigoureuse dès les premiers jours. Mais peu après l'extension radiale semble s'arrêter. Le champignon, d'un blanc éclatant, pousse en hauteur. Après quatre semaines l'aspect d'une colonie est celui d'une demi-boule de neige à bords perpendiculaires au substratum, mais entourée d'une très fine auréole de hyphes hyalines. A la face inférieure la coloration est rose, allant jusqu'au lie de vin avec des reflets verdâtres. Des pycnides apparaissent dans quelques tubes puis le blanc de la face supérieure prend une légère teinte rosée, les pycnides ressortant bien en noir sur rose par transparence. Les conidies libres n'existent pas, mais la terminaison des grosses hyphes par des fouets courts est fréquente.

3) **Culture sur Coon-lévulose agarisé.** — Le lévulose n'est pas chimiquement pur (il a été fourni par Schering-Kahlbaum à Berlin) et c'est peut-être bien aux impuretés qui l'accompagnent autant qu'au lévulose lui-même qu'il faut attribuer l'excellent développement du *Septoria* sur ce milieu. Les colonies sont grandes, très blanches sur les deux faces. Puis la face inférieure prend une teinte rose-saumon qui va

en s'accroissant. Des hyphes poussent en profondeur qui sont vert foncé. Après trois semaines les pycnides sont bien développées, mais se forment de préférence dans les parties minces du substrat. Au terme de l'expérience, les colonies ont presque envahi la surface disponible ; le mycelium aérien a pris une teinte très légèrement rose. Les conidies libres sont rares et difficiles à voir dans l'enchevêtrement compliqué des hyphes à gros diamètre qui prennent souvent l'aspect de tire-bouchons.

4) **Culture sur Coon-galactose agarisé.** — Le développement part bien sur ce sucre ; les colonies sont denses et bien blanches. Puis le développement gagne en hauteur, les bords deviennent nets ; la face inférieure, de rose passe au noir verdâtre. Les pycnides sont fréquentes après vingt-cinq jours. Puis la couleur rose va en pâlisant et le nombre des pycnides en grandissant, pendant que la colonie prend un aspect irrégulier, moutonné, occupant presque toute la surface disponible. Les pycnides se développent dans tous les tubes, mais surtout à la partie mince du biseau ; le bord des colonies est vert-olive et le centre est blanc rosé. Les conidies ne sont visibles que dans les parties jeunes. Ce bon développement est intéressant puisque le galactose est le sucre de base des matières pectiques et que nous avons affaire à un champignon parasite.

5) **Culture sur Coon-maltose agarisé.** — Le développement suit, point par point, celui qui a déjà été étudié dans le paragraphe concernant la culture du *Septoria* en présence de sources d'azote différentes. Il n'y a, au bout de sept semaines, ni conidies, ni pycnides.

6) **Culture du Coon-amidon soluble agarisé.** — Au commencement, les colonies se développent très vite en diamètre, mais pas en profondeur. Le gazon est blanc et très ténu. Il forme des cordons rayonnant à partir du point d'inoculation et après trois semaines produit dans un seul des tubes quelques rares pycnides. Le centre prend peu à peu une coloration rose pâle à la face inférieure pendant que deux nouveaux tubes forment leurs pycnides. La croissance reste, jusqu'à

la fin, maigre et faible en ce sens qu'il n'y a jamais formation de véritables coussins compacts. Il n'y a pas de conidies et les hyphes accusent un diamètre de 0.4μ à 0.6μ seulement.

7) **Culture sur Coon-lichénine agarisé.** — Le départ de la végétation se fait très bien, le milieu convient admirablement au champignon. Puis, subitement, (déjà après huit jours) les colonies deviennent irrégulières, le gazon blanc, très fin, est rare, se teinte d'un peu de rose, puis prend un aspect moutonné par la croissance en touffes capricieusement disposées d'un mycélium aérien raréfié. Le trajet des hyphes est compliqué, elles se ramifient souvent (diamètre de 1.8μ à 2.7μ) mais n'arrivent à former ni conidies ni pycnides.

8) **Culture sur Coon-cellulose agarisé.** — Le comportement du champignon sur ce milieu est presque identique à celui que nous venons d'étudier sur la lichénine. La croissance, au départ, est un peu moins brusque, et la grosse différence est que sur cellulose, le *Septoria* peut former des conidies, quoique rarement, et arrive même à produire des pycnides. Jusqu'au bout les colonies resteront minces, transparentes, sans pigmentation foncée.

En résumé,

1) *la croissance en diamètre*, des colonies est la meilleure en présence de lévulose (de Kahlbaum); viennent ensuite par ordre d'importance le galactose, le maltose, et le xylose, l'amidon soluble, la cellulose et la lichénine.

2) *les pycnides* se développent bien, en général, sauf sur maltose et sur lichénine où je n'en ai pas vu apparaître; elles ont une tendance à se produire là où le milieu est le plus mince, c'est à dire là où le dessèchement du milieu se fait le plus rapidement. Ceci confirme l'observation faite au moment de l'isolement du champignon en vue des cultures pures, dans des milieux liquides: les pycnides se développaient fréquemment sur les parois du verre, à la surface du mycélium qui avait rampé au dessus du niveau du liquide nutritif ou laissé à sec par l'évaporation partielle de celui-ci.

L'action de la température

Comment le *Septoria* se comporte-t-il lorsqu'il est obligé de croître à des températures différentes ?

Pour pouvoir répondre à cette question, j'ai ensemencé des boîtes plates à col latéral contenant une solution de Detmer additionnée de 0.5 % de glucose (nitrate de Ca, chlorure de K, sulfate de Mg, phosphate monopotassique et trace de chlorure de fer).

J'ai fait six lots de trois flacons chacun que j'aurais voulu placer dans autant de thermostats réglés à des températures variées. Je n'en avais que trois à ma disposition. Voici comment je les ai distribués :

- 1^{er} lot : étuve à gaz, réglée constante à 26,5° (variation + 3/4 de degré), lumière faible.
- 2^{me} lot : étuve électrique, réglée constante à 25° (variation + 1/2°), lumière nulle.
- 3^{me} lot : étuve électrique, réglée constante à 20°, saturée d'humidité. Lumière artificielle de jour et obscurité la nuit.
- 4^{me} lot : armoire obscure du laboratoire. Température moyenne 17.5° ; extrêmes observés : maximum 20°, minimum 15° .
- 5^{me} lot : Laboratoire d'algologie. Lumière artificielle continue, température moyenne 17°. Extrêmes observés : maximum 20°, minimum 14°.
- 6^{me} lot : Tablette d'une fenêtre d'un laboratoire d'algologie non chauffé. Exposition sud-est. Protection par un écran contre le soleil direct. Température moyenne 10,4°. Extrêmes observés : maximum 16°, minimum 4°.

Les variables et les inconnues ont été malheureusement plus nombreuses que je ne l'aurais désiré. Les résultats obtenus sont, malgré tout, intéressants, bien que tout n'ait pas pu être élucidé. Les voici :

1) *étuve à gaz* (26,5°). Du point d'inoculation, des spores ont essaimé qui se sont répandues en larges traînées. Les colonies sont petites, brunes, sans gazon aérien (sauf dans un cas, où la colonie est restée minuscule quant au diamètre,

mais a poussé en hauteur seulement) ; le développement s'est arrêté là.

2) *étuve électrique* (25°). Il n'y a eu pendant sept semaines absolument aucun développement. Le contenu des trois flacons s'est desséché sans que le point d'inoculation ait grandi si peu que ce fût. Le fait ne serait pas extraordinaire si seuls ces trois flacons n'avaient rien donné. Mais au cours de mes recherches j'ai successivement mis dans cette même étuve les milieux suivants,ensemencés avec le *Septoria* : Czapek, Detmer ordinaire, Detmer + 0.5% de glucose, Detmer + 2% de saccharose, Detmer 1/3 - agar, Raulin acide, Raulin neutre, Coon liquide, Coon-agar et jus de prune sans que jamais je n'aie obtenu le moindre développement du champignon.

Je vois deux explications possibles: 1) La température de 25° est trop élevée pour permettre le développement du *Septoria*. Il ne se développe peut-être dans l'étuve à gaz dont la température est encore plus élevée que grâce à une excitation à la croissance fournie par le gaz lui-même. — 2) Il y a toujours de nombreuses cultures (champignons, bactéries) en observation dans l'étuve électrique. Les émanations de ces cultures gênent-elles peut-être le *Septoria* au point d'inhiber complètement son développement ? Il me manque, malheureusement, le moyen de contrôler l'une ou l'autre de ces hypothèses.

3) *étuve électrique* (20°). La grande humidité qui y règne manifeste tout de suite son action : il y a dans l'un des flacons une véritable nuée de petites colonies issues de pycnospores ayant germé et s'étant répandues grâce à l'humidité. Elles sont brunes et brillantes lorsqu'elles sont jeunes, vert foncé, lorsqu'elles sont plus âgées. Sauf dans un cas, le mycélium aérien est rare ou même inexistant et le diamètre des colonies faible.

4) *armoire obscure* (17.5°). Les colonies se multiplient rapidement, brunes à leur début, vert foncé ensuite, mais alors avec gazon aérien blanc. Après sept semaines les colonies sont très grandes, ont fusionné, sont d'un vert foncé en profondeur et bien blanches en surface. Partout des fructifications nombreuses.

5) *laboratoire d'algologie (température moyenne 17°)*. L'aspect des colonies est très semblable à celui du groupe précédent. Les hyphes de profondeur s'étendent plus que les hyphes de surface, de sorte que les colonies sont entourées d'une large auréole verte. Le développement est de peu moins vigoureux que dans l'armoire obscure.

6) *fenêtre en algologie (température moyenne 10,4°)*. Le développement a été moins rapide, mais, malgré la température plutôt basse, le champignon s'est bien développé en surface et en profondeur. Les spores, dans l'un des flacons surtout, se sont disséminées dès le début, produisant ainsi une grande quantité de petites colonies.

On peut très facilement, à première vue, classer tous ces flacons en deux groupes bien tranchés (en laissant, bien entendu, de côté ceux de l'étuve à 25°).

1^{er} groupe : température élevée et constante. Le mycélium aérien blanc n'existe pas, sauf dans deux flacons. L'un s'est trouvé dans l'étuve à 26,5° où une colonie a poussé en hauteur, comme je l'ai déjà décrit, et l'autre à l'étuve à 20° où le champignon a occupé une grande surface produisant un peu de mycélium aérien. Les colonies sont en général petites, en surface, luisantes, d'un brun clair virant au noirâtre. Les pycnides sont très nombreuses.

2^{me} groupe : température moins élevée et variable. Le mycélium aérien blanc, cotonneux est bien développé partout. Les colonies sont grandes (plus en profondeur qu'en surface) à auréole vert foncé bien marquée. Peu de pycnides.

Les conclusions à tirer sont les suivantes :

Une température élevée et constante (entre 20 et 27°) favorise la dissémination des spores et par conséquent la *multiplication* du champignon.

Une température plus basse et variable favorise au contraire la *végétation* du champignon qui s'accroît alors plus qu'il ne se dissémine. Il faut noter enfin que la lumière ne semble pas intervenir dans la croissance du *Septoria*.

Anaérobiose

Une dernière expérience a été tentée afin de savoir si le

Septoria est capable de croître en l'absence d'oxygène. J'ai utilisé pour cela les milieux de Coon à sources de carbone différentes déjà employés pour une autre expérience. Aussitôt après l'inoculation j'ai enfermé les sept éprouvettes sous une cloche où j'ai remplacé l'air par de l'anhydride carbonique fourni par un appareil de Kipp. Des capsules amylicées de cachets pharmaceutiques chargées de pyrogallol et flottant sur une solution de carbonate de chaux ont absorbé les dernières traces d'oxygène.

Le résultat a été absolument négatif : le *Septoria* n'est pas capable de pousser en l'absence d'oxygène et en présence de CO₂.

CHAPITRE V

Infections artificielles

La reproduction expérimentale de la Septoriose a été réalisée par plusieurs auteurs dont KLEBAHN (48), LAIBACH (51), THOMAS (75) et THOMAS et MULLER (76).

Les recherches faites dans cette direction avaient pour but soit de déterminer à quel stade de son évolution le champignon est capable de provoquer la maladie ou à quel âge le Céleri est susceptible d'infection (KLEBAHN); ou bien de se rendre compte si les différentes variétés de Céleri cultivées sont plus ou moins douées d'immunité et si d'autres Ombellifères pouvaient être attaquées par le même parasite (LAIBACH); soit, enfin, d'étudier les conditions dans lesquelles il faut placer le Céleri pour lui permettre de résister ou au contraire pour diminuer sa capacité de résistance (THOMAS, THOMAS et MULLER).

KLEBAHN a établi, par ce moyen, que l'on peut provoquer l'apparition de taches sur les feuilles en les aspergeant avec une eau dans laquelle il avait lavé les feuilles de Céleri malades de l'année précédente (persistance de la vitalité des spores sur les débris!) ou en inoculant directement des conidies obtenues à partir de graines malades.

De plus, il a montré qu'en semant des graines malades une à une il obtenait à coup sûr des plantes malades.

Des autres auteurs qui se sont occupés de l'infection expérimentale je reparlerai au chapitre suivant, leurs recherches sortant du cadre de ce chapitre-ci.

J'ai été amené au cours de mes recherches à examiner d'un peu près la façon dont se propage la maladie. J'ai déjà dit au chapitre III, traitant des modes possibles d'infection, comment une plante adulte peut contracter la Septoriose et comment une jeune plantule peut être infectée par les enveloppes de la graine portant les pycnides. Or, si les modes d'infection d'un plant âgé ne présentent pas de difficulté à la compréhension, il n'en est pas de même en ce qui concerne les jeunes semis. En effet, j'ai dit qu'on peut voir des débuts d'atteinte de Septoriose déjà sur de toutes jeunes feuilles, voire sur les cotylédons. Cependant, le cas est rare, et dans une couche contenant plusieurs milliers de plantes, il faut bien chercher pour en trouver.

D'autre part, les recherches faites sur la fréquence des pycnides sur les graines ont montré qu'elles ne sont pas toutes porteuses de la maladie, mais bien seulement une partie d'entre elles. Tous les auteurs sont d'accord sur ce point que lorsqu'on repique les plantons, les pycnides, sur ceux-ci, sont rares ; l'infection de proche en proche, au moyen de pycnospores a dû, nécessairement, être très faible jusqu'à ce moment. On ne doit pas perdre de vue que les conidies libres n'ont pas été observées dans la nature. Si elles existaient, elles seraient un agent de propagation invisible et efficace déjà dans les couches. Mais, j'insiste, elles n'ont pas été vues et il faut renoncer pour le moment à expliquer l'infection des jeunes semis par les conidies libres.

Il est bien clair, d'autre part, que si très rapidement un champ entier peut montrer des marques de la présence du *Septoria*, ces plantes ont du être infectées au moins trois à quatre semaines auparavant, puisque le temps d'incubation varie de trois à quatre semaines selon KLEBAHN. A quel moment et par quel moyen avaient-elles été infectées ?

Le problème était double et se réduisait finalement à ceci :

le *Septoria* parasite d'une plantule auto-infectée peut-il passer à une plantule voisine à un état qui échappe à l'attention, sous forme de hyphes, par exemple, étant donné l'absence ou la rareté de pycnides visibles sous les jeunes plantes ? Secondement, le champignon peut-il être amené des couches dans le champ de culture sous une forme que l'examen de la plante en place ne permet pas de discerner sous la forme d'une infection de racine par exemple ?

Pour pouvoir répondre à ces questions j'ai inoculé la Septoriose à des plantes jeunes et absolument saines cultivées stérilement sur un milieu artificiel.

J'ai obtenu finalement les réponses à ces deux questions :

Les racines d'une plante jeune peuvent être gravement endommagées par le champignon.

Une infection de jeunes racines à jeunes racines est possible au moment où elles sont très enchevêtrées comme dans les couches.

L'infection des racines peut être déjà avancée sans que les taches caractéristiques de la Septoriose se produisent sur le feuillage.

L'obtention de culture stérile du Céleri est aisée. Voici la technique dont je me suis servi après bien des tâtonnements pour trouver une manière de débarrasser les graines des germes pathogènes, des spores de champignons banaux et des bactéries dont elles sont porteuses.

Les semences sont d'abord lavées soigneusement, dans de l'eau ordinaire, afin d'entraîner le plus possible de souillures. Puis ces semences sont mises à gonfler 24 heures dans de l'eau stérile légèrement alcalinisée à la soude. Il est en effet plus facile de désinfecter des graines gonflées que des graines sèches qui ont trop de replis où les germes nuisibles peuvent s'abriter. La désinfection des graines a été obtenue d'une façon parfaite par l'emploi d'une solution d'hypochlorite de calcium recommandée par WILSON (95). On prépare cette solution en faisant dissoudre dix grammes de chlorure de chaux (=hypochlorite de Ca) dans 150 cc. d'eau. On laisse

reposer quelques minutes en remuant de temps en temps puis on décante et on filtre. La solution claire est versée sur les graines gonflées et laissée en contact 3 heures.

D'autre part, j'ai préparé deux solutions nutritives, l'une de Coon ordinaire et l'autre de Detmer avec 0.5 % de glucose auxquelles j'ai ajouté 1.5 % d'agar. 100 éprouvettes mesurant 17.5 à 19.5 cm. × 22 à 24 mm., ont été remplies à moitié avec ces solutions, soient 50 avec Coon et 50 avec Detmer-glucose, puis bouchées et stérilisées.

Les graines stériles obtenues après passage dans l'hypochlorite ont été ensemencées sans lavage préalable dans les éprouvettes, une à une, au moyen du fil de platine et exposées dans une chambre à lumière artificielle continue. Par la suite, j'ai simplifié le procédé en faisant germer, en bloc, les graines stérilisées dans un ballon à large col et en repiquant les jeunes plantules dans les éprouvettes. Il est, en effet, plus facile de déraciner une jeune plante et de la transporter sur un nouveau milieu que de saisir une graine immergée dans le liquide désinfectant ; on évite, de plus, de se charger dès le début de l'expérience d'un lot important d'éprouvettes dont les graines ne germeront pas. Car le pouvoir germinatif des graines, même non traitées, n'est pas très élevé.

De 396 graines non traitées, semées sur agar frais, sans adjonction d'aucun milieu nutritif, afin d'empêcher les champignons et les bactéries de croître, 198 seulement ont germé, soit 58 %.

Par le traitement à l'hypochlorite de calcium, le pourcentage des semences qui germent est abaissé de 58 % à 50 %, comme il ressort du tableau ci-dessous :

| Nombre de graines traitées et ensemencées | Nombre de graines ayant germé |
|--|----------------------------------|
| 100 | 43 |
| 341 | 185 |
| 391 | 187 |
| Total 832 | Total 415 |

Ce qui donne bien un pourcentage de 50. La différence de 8 % en faveur des graines non traitées est négligeable si l'on considère que je n'ai eu qu'une seule fois une infection dans

mes éprouvettes et mes flacons, une infection produite par une graine ayant amené avec elle des Sarcines. Jamais aucun champignon n'a résisté au traitement.

Lorsque les plantules eurent atteint l'âge de huit jours à trois semaines, elles furent divisées en deux lots, l'un devant être infecté par le *Septoria* et l'autre servir de témoin. La plupart des plantes n'avaient, à ce moment, pas encore de vraies feuilles mais portaient seulement les cotylédons.

L'inoculation du *Septoria* a été faite au moyen d'une suspension de spores obtenue par lavage d'une culture pure dans de l'eau stérile. 3 gouttes ont été instillées dans chaque éprouvette au moyen d'une pipette en prenant bien garde que la plante n'en reçoive aucune. Mon intention était en effet d'infecter le milieu nutritif et non la plante directement ; on y arrive facilement en laissant couler des gouttes le long de la paroi de verre. C'est pour cette raison que j'ai choisi des solutions convenant bien au champignon afin d'éviter que le *Septoria* ne s'affame et ne se jette sur le Céleri qu'à cause du manque de nourriture.

Huit jours après l'inoculation, tous les tubes montrent à la surface de l'agar de petites colonies blanches. Peu à peu ces colonies augmentent de diamètre, fusionnent et tendent à occuper le plus de place possible. On les voit ensuite essaimer et de nouvelles colonies prendre naissance entre le cylindre d'agar et le verre de l'éprouvette, ou bien descendre dans les fentes produites par le desséchement du milieu.

Ce n'est que plus tard que l'on voit les racines des plantules devenir foncées, à partir de l'endroit où elles pénètrent dans l'agar, c'est-à-dire à partir du niveau où le champignon se développe. Ceci a lieu au début de la quatrième semaine en comptant à partir de l'ensemencement du *Septoria*. Puis les racines s'allongent en même temps que le fourreau noir mycélien qui les accompagne, sans que, en général du moins, la région des poils absorbants soit attaquée. L'extrémité des racines reste presque constamment débarrassée du champignon qui suit l'allongement de la pointe et l'accompagne, mais toujours avec un certain retard. La gaine qui entoure la racine gagne en même temps en épaisseur et tend, du moins

dans la partie proche de la surface, à former un véritable fourreau de hyphes en réalité d'un vert très foncé, mais qui paraît noir.

La planche I est une photographie faite cinq semaines après l'infection. Les deux plantes ont le même âge : 8 semaines. La plante de gauche, qui sert de témoin, a déjà deux feuilles et sa racine est plutôt courte. Celle de droite n'a encore qu'une seule feuille, sa racine qui se promène d'abord en surface, pour plonger en profondeur à une distance de 5 à 6 mm. du pied est infectée par le champignon sur plus de la moitié de sa longueur. On voit très bien comment la coiffe et la région des poils absorbants sont indemnes, de même que la partie inférieure de la racine. Le haut a pris une teinte noirâtre ; on peut très nettement se rendre compte que le champignon n'infecte que peu le substratum autour de la racine alors qu'il recouvre d'un épais tapis, noir en dessous et blanc au-dessus, la surface libre de l'agar.

La maladie suit son cours ; alors qu'au début elle ne semblait pas affecter l'économie de la plante, l'invasion de la racine allant en s'accroissant, le feuillage jaunit un peu. C'est à ce point critique que deux possibilités se présentent.

Dans la minorité des cas (4 sur 25 en observation) la plante privée d'eau et de nourriture par le *Septoria* qui a réussi à désorganiser la région des poils absorbants, meurt d'inanition : elle jaunit et se dessèche très rapidement, soit en 4 à 5 jours. Mais, habituellement, il n'en est pas ainsi. La plante réagit en produisant de nouvelles racines qui lui apporteront ce que la racine principale ne lui fournit plus que parcimonieusement. Ces nouvelles racines sont de deux sortes. Elles peuvent n'être que des rameaux latéraux de la racine infectée qui prennent alors un développement inattendu et qui cherchent à s'allonger comme pour fuir l'atteinte du parasite. Mais aussi de nouvelles racines peuvent prendre naissance au collet ; elles se développent en place de la racine principale, émettant à leur tour des racines secondaires qui iront puiser ailleurs la nourriture qui commençait à faire défaut.

Pendant cette période de réadaptation la plante souffre d'épuisement. Les feuilles déjà formées et qui commençaient

à jaunir avant l'apparition des nouvelles racines sont mortes l'une après l'autre. Puis, répondant à l'apport nouveau de sève par les nouvelles racines, la plante se remet peu à peu et forme des feuilles nouvelles qui se mettront à croître avec une vigueur qu'on n'attendait plus d'une plante plus qu'à demi-malade.



Fig. 2. — A gauche, plante témoin saine. A droite, plante dont les racines sont attaquées par le Septoria.

La figure 2 montre cette nouvelle étape. Les deux plantes (²/₃ grandeur naturelle) sont âgées de 4 mois 1/2 environ. Leur petite taille et leur faible développement s'expliquent par les conditions défavorables dans lesquelles je les ai fait croître. La plante de gauche est un témoin sain ; quatre

feuilles sont bien développées. Une cinquième s'est desséchée. Leur port est ferme et leur couleur d'un vert foncé. Du collet naît une racine principale très mince, absolument blanche, si longue qu'elle atteint presque le fond de l'éprouvette. Elle a donné naissance à 4 racines secondaires minces et blanches, comme la racine principale. La plante de droite montre toutes les phases de la maladie, que je viens de décrire. Les feuilles les plus âgées (les plus extérieures) sont mortes ; elles pendent de part et d'autre du collet. Les deux feuilles plus jeunes sont très grandes, plus grandes même que celles du témoin ; l'une d'elles a tendance à retomber un peu. La racine principale est complètement noire ; du collet jusqu'à sa pointe elle est recouverte par un manchon mycélien qui lui a enlevé toute possibilité de s'accroître. Elle n'est cependant pas morte puisque la seule racine secondaire qu'elle a produite est encore en vie, mais elle est certainement incapable d'absorber de la nourriture, les poils absorbants ayant disparu et incapable de s'allonger puisqu'elle est gainée par le *Sep-toria* jusque dans la région de la coiffe.

C'est alors que la racine qui est sur la gauche du dessin, la racine blanche et courte, a pris naissance. C'est grâce à elle que la plante a repris vie ; les deux feuilles du centre ont commencé à croître en même temps que deux racines secondaires étaient produites. Finalement, les trois racines secondaires ont été attaquées à leur tour, mais comme elles sont déjà assez longues, il est probable que l'infection n'arrivera pas jusqu'à leur extrémité. Il y a un fait important qu'il faut mentionner ici. Malgré une attaque très sévère parfois, les éléments essentiels de la racine (les cellules du bois), ne semblent pas être atteints.

Le pouvoir de conduire la sève ne lui est pas enlevé, si épais et si ancien que soit le tissu qui la recouvre. J'en veux, pour preuve, la racine principale de la plante de la fig. 2 qui continue à conduire la sève que lui apporte une racine secondaire, elle-même engagée dans un fourreau sur plus de la moitié de sa longueur.

Pour être fixé sur ce point, il fallait compléter cette étude par un examen microscopique. De quelques plantes atteintes

de *Septoriose* les racines furent fixées à l'alcool à 50° additionné de 6% de formol, paraffinées et coupées au microtome, perpendiculairement au grand axe des tiges et des racines. J'ai utilisé avec succès la coloration proposée par STOUGHTON (93) qui emploie comme colorant fondamental la thionine puis différencie avec l'orange G en solution alcoolique. Voici d'ailleurs la formule de ces colorants :

| | |
|-----------------------|-----------|
| I) Thionine | 0,1 gr. |
| Phénol | 5,0 » |
| Eau distil. | 100,0 cc. |

II) Orange G : sol. saturée dans l'alcool absolu.

On enlève la paraffine des coupes au xylol, on fait descendre la série des alcools pour arriver dans l'eau. De là on fait passer les coupes dans la thionine où elles doivent rester une heure. STOUGHTON remonte ensuite rapidement les alcools, mais j'ai préféré laver le gros de la thionine à l'eau, aller directement dans l'alcool absolu et différencier ensuite. Si on passe les alcools faibles ascendants, le *Septoria* tient mal le bleu et arrive à la différenciation déjà trop éclairci. Il faut opérer avec l'orange G sous le microscope ; le mieux pour cela est de mettre la lame portant les préparations dans un couvercle de Petri. Lorsque la différenciation est achevée, on lave rapidement à l'alcool absolu, on passe dans les xylols et on monte au baume.

Les hyphes alors, mais surtout les hyphes superficielles, sont colorées en bleu foncé de même que les noyaux des cellules de l'hôte. L'écorce et le liber sont en rouge orange pendant que le bois prend une teinte jaune très clair. Cependant les hyphes qui ont pénétré à l'intérieur des cellules de l'hôte ne se colorent pas toujours en bleu. Elles peuvent dans certains cas, non encore expliqués, prendre une couleur orangé qui rend parfois leur détection difficile.

J'ai fait quelques dessins représentant les principaux stades de l'invasion des tissus de la racine par les filaments du champignon.

La fig. 3 montre le champignon étroitement appliqué à la surface des tissus externes de la racine (la coupe a été faite immédiatement au-dessus de la zone pilifère). Les cellules ont été écartées les unes des autres par les hyphes de l'envahisseur qui semblent vouloir forcer les cellules à lui livrer passage entre elles. Ce comportement est pour le moins singulier si l'on se rappelle que le champignon croît sur un milieu qui lui fournit tous les aliments dont il a besoin. Il apparaît sur la figure 3 que le champignon cherche à vaincre l'obstacle des cellules superficielles en se glissant entre celles-ci.

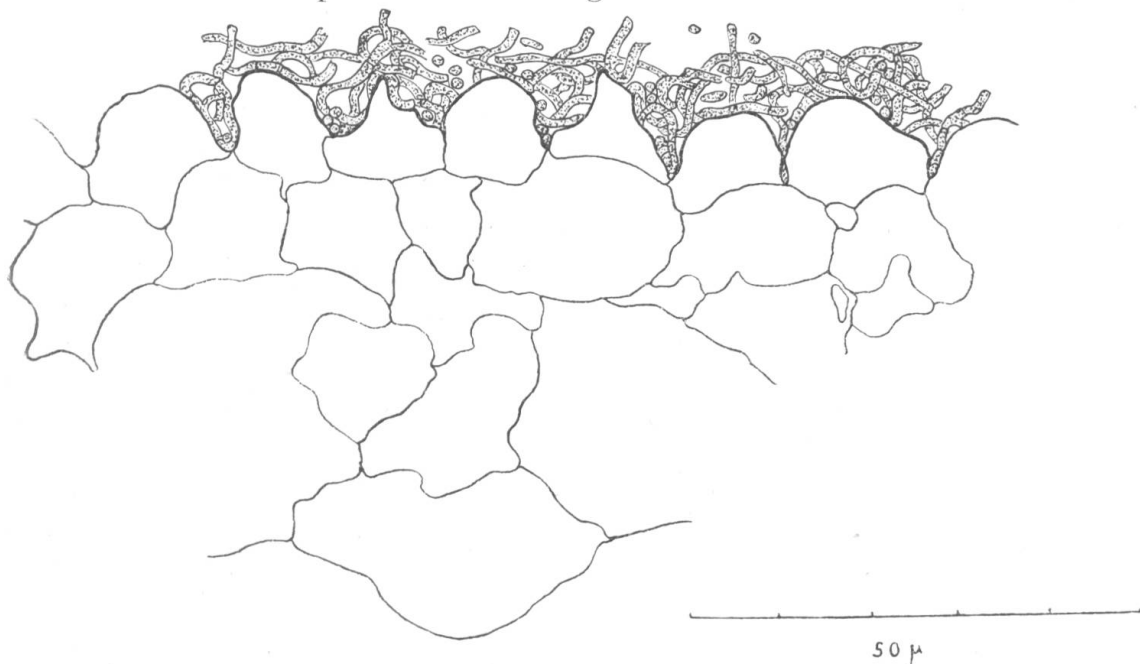


Fig. 3. — Partie d'une section transversale de la racine principale d'un jeune Céleri; le *Septoria* n'a pas encore pu pénétrer. Noter l'épaississement des membranes au contact du champignon.

De quelle façon la plante menacée dans son intégrité cherche-t-elle à se défendre ? En épaississant ses membranes. On peut voir en effet que les membranes qui sont en contact avec le champignon sont sensiblement plus épaisses que normalement. Cet épaississement est la seule réaction que j'ai trouvée dans les nombreuses coupes examinées.

Contrairement à ce qu'on pouvait attendre, le retranchement résiste à l'endroit où il semblait le plus menacé. Le champignon ne parvient pas, en effet, à pénétrer *entre* les cellules

(action mécanique) mais il arrive à emporter la place en dissolvant la membrane des cellules qui s'opposent à son passage.

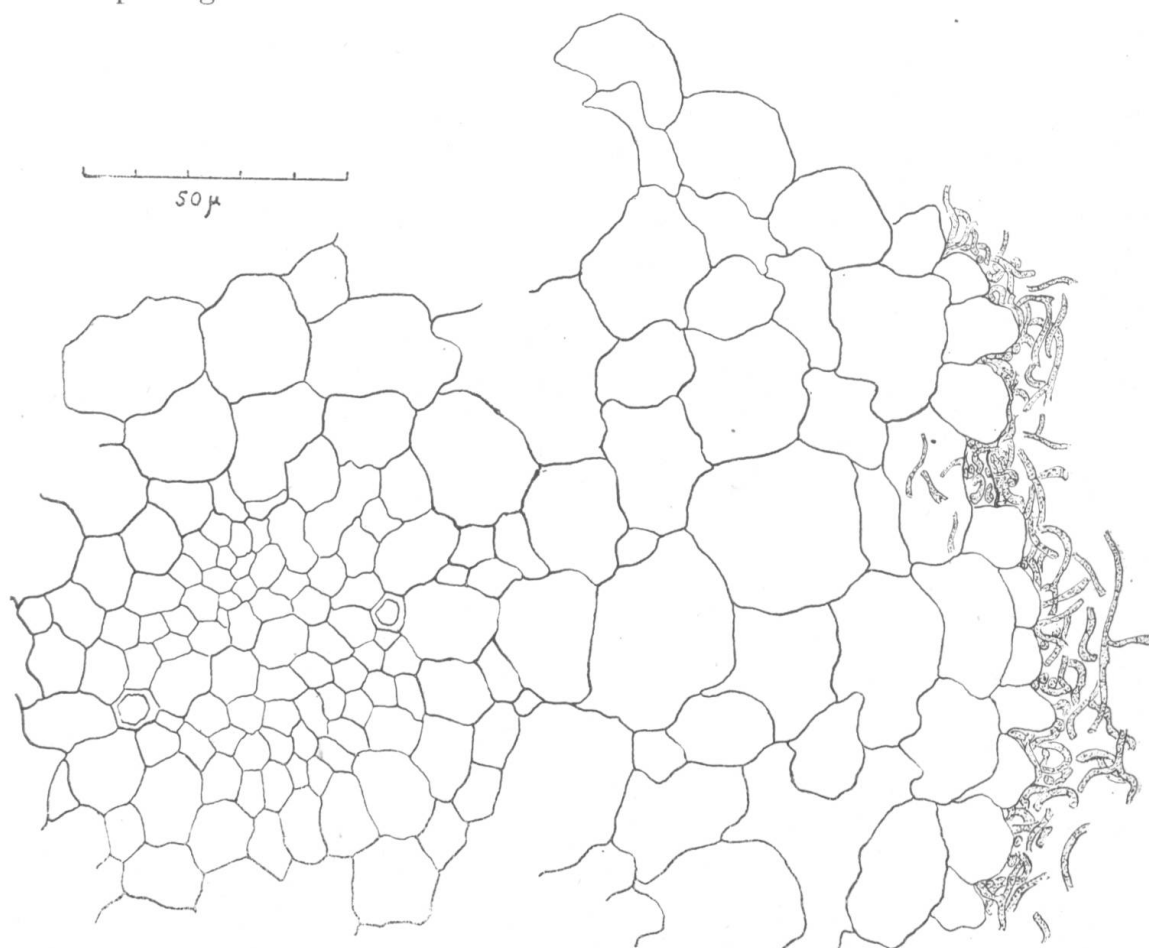


Fig. 4. — Section transversale d'une racine de Céleri. Le champignon a réussi à pénétrer dans les cellules de l'hôte.

La fig. 4 montre comment le *Septoria* a réussi à briser le barrage de cellules à paroi épaissie et comment cette première assise forcée il se met déjà à attaquer les cellules plus profondes. Je n'ai jamais observé avec certitude un dédoublement de cellules destiné à sauver l'unité d'une assise par le sacrifice d'une demi-cellule. J'avais pensé à ce moyen de défense en examinant des cas comme celui de la fig. 4 où la cellule bourrée de hyphes semble plus petite que ses voisines. Je suis tenté de croire que sa petitesse provient d'un affaissement de la membrane amené par l'action dissolvante du parasite.

La fig. 5 pose un nouveau problème. Le champignon a envahi les cellules de l'hôte à un degré plus avancé que celui représenté sur la fig. 4. Mais on ne se rend plus très bien compte du diamètre et de la forme primitifs des cellules.

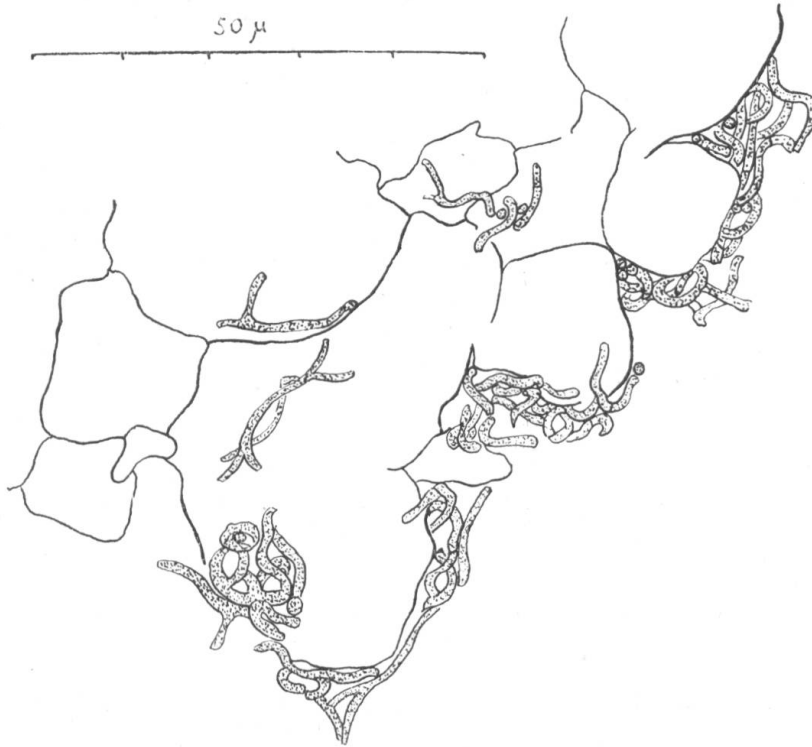


Fig. 5. — Fragment d'une coupe transversale de racine montrant la disparition des membranes cellulaires sous l'action du parasite.

Est-on en face d'une réaction nouvelle de l'hôte dont les cellules sous l'influence du parasite s'hypertrophieraient ? Ce n'est pas le cas dans toutes les coupes examinées. Mises à part les figures d'interprétation difficile et, par voie de conséquence, douteuses, la pseudo-hypertrophie des cellules n'est autre chose que le produit de la fusion de plusieurs cellules par dissolution des membranes de séparation. Et l'on peut suivre sur les préparations toutes les phases de cette dissolution : les filaments mycéliens s'appliquent contre la paroi, cherchant à s'insinuer dans les méats intercellulaires, la paroi devient si mince qu'on ne la voit que difficilement, même avec un fort grossissement, puis c'est la rupture suivie par un déchirement mécanique de la membrane. En effet, la

fig. 5 nous montre des parois rompues sans que l'amincissement dont j'ai parlé soit visible, et sans que des hyphes se trouvent au voisinage du point de rupture. Les hyphes se trouvent en réalité au-dessus et au-dessous; c'est là qu'ils ont forcé l'entrée, agrandissant ensuite l'ouverture par voie mécanique en s'introduisant par paquet. L'action d'amincissement ne peut pas se faire à distance car, comme on peut s'en assurer sur la fig. 5 au voisinage du point d'irruption des filaments dans des cellules externes, la membrane montre encore son épaissement caractéristique. J'ajoute enfin que cette défense de l'organisme n'est décelable que dans les cellules de l'assise périphérique.

La fig. 6 représente une coupe de racine infectée par le *Septoria* dans toute la partie externe. Comme on peut le voir, le péricycle résiste encore, le protoxylème est indemne, mais l'endoderme et toute l'écorce sont largement infectés. On se rend compte ici, fort bien, de la façon dont le champignon utilise les méats intercellulaires, les agrandit en multipliant ses filaments qui parviennent en certains cas à décoller presque complètement une cellule de ses voisines. Il ne semble pas qu'il y ait un ordre quelconque dans l'attaque des couches successives de la racine. Des cellules profondes peuvent être absolument bourrées de filaments et des cellules plus externes être encore parfaitement saines. Cependant, de toute évidence, le système conducteur de la racine doit résister très longtemps. Je n'ai jamais vu de hyphes y pénétrer, même dans des cas encore plus graves que celui dont j'ai fixé l'allure dans la fig. 6 et c'est ce qui explique que des racines puissent être encore utiles à la plante, même si elles sont gainées par un tissu serré de filaments. Nous avons vu sur la fig. 2 la racine principale être certainement hors d'état d'absorber par elle-même quoi que ce soit et pourtant servir au transport de la sève à elle amenée par sa racine adventive.

J'ai fait ensuite des coupes dans la région du collet, dans la tige et les pétioles des feuilles. Je n'ai pas pu y voir le champignon à l'intérieur des tissus sains. Il est fort possible que l'infection puisse gagner de proche en proche des tissus situés au-dessous du collet, mais je ne l'ai point vu et en suis réduit

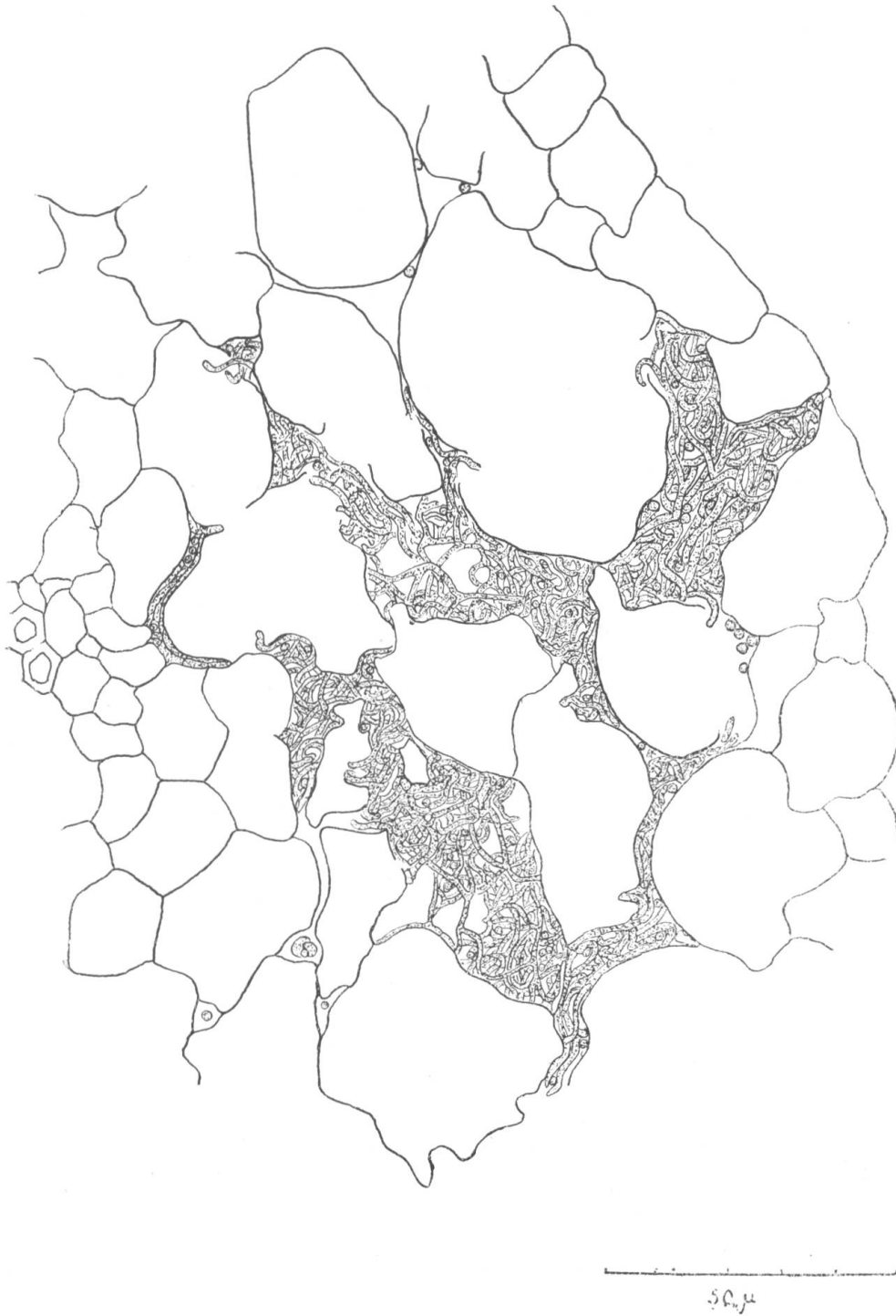


Fig. 6 — Section transversale d'une racine. Les couches externes sont parasitées, mais le système conducteur est indemne.

aux suppositions sur ce point. Cependant, sur la plante même figurée au n° 2 (à droite) en faisant des coupes au niveau où les feuilles prennent naissance, j'ai découvert, sur les tissus morts des gaines de la base des trois feuilles tuées au début de l'attaque, des pycnides parfaitement bien formées et dont on peut voir une reproduction sur la fig. 7. La flèche qu'on y voit dessinée indique la direction dans laquelle il faut situer la tige. Elle se trouve éloignée de 1/2 mm. de la pycnide représentée ici. Il faut enfin savoir que le point où les pycnides ont été découvertes se trouve à près de 1 cm. au-dessus de la surface de l'agar.

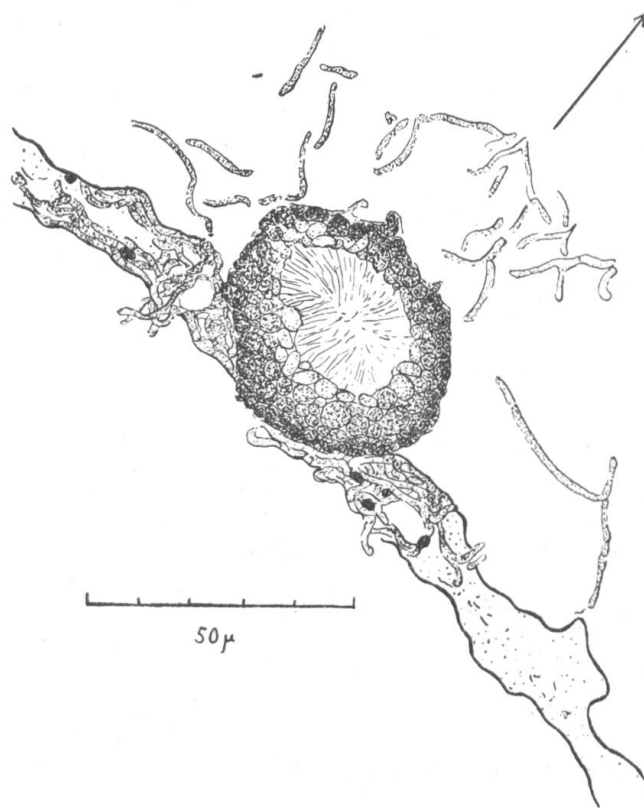


Fig. 7. — Pycnide formée par le champignon à la base d'un pétiole.

C'est donc une preuve que le champignon est capable de ramper à la surface de l'épiderme, d'enlacer la jeune tige dans ses filaments jusqu'à arriver à la base des feuilles où il a

fructifié. Il est fort probable que le champignon a, dans le cas bien spécial qui nous occupe, quitté simplement la surface de l'agar où il formait un véritable tapis serré pour grimper le long de la tige.

Représentons-nous maintenant ce qui peut se passer dans la nature. Les deux sources principales d'infection pour la plantule jeune sont l'auto-infection par les spores provenant de l'enveloppe de la semence et l'infection par des débris de plantes malades enfouis dans la terre. Les spores entraînées par l'eau à partir des pycnides sont donc parfaitement capables d'atteindre leur hôte *dans la terre*, mais aussi le plant voisin. Et voici réalisée cette infection qui peut passer de plantule à plantule dans les couches où les racines sont enchevêtrées les unes dans les autres, se touchent même, permettant au champignon de passer de l'une à l'autre, infectant les unes et les autres et remontant plus tard fructifier à l'air libre.

Je n'ai, en effet, jamais vu de fructification sur les racines, mais bien seulement sur les feuilles et sur les tiges. Si l'attaque est moins sévère que celle que j'ai décrite, elle peut parfaitement passer inaperçue jusqu'au moment où les conditions étant devenues favorables, le champignon se répand sur tous les organes de la plante.

A la fin de cette étude je voudrais signaler un travail de SORAURER (72) qui décrit une attaque de Septoriose en Pologne, pendant l'année 1895. Il remarque, à côté des signes bien connus de la maladie sur les feuilles, que les racines semblent saines, quelques places rêches exceptées. A la coupe toutefois, la surface qui est blanche devient, après une demi-heure environ, brun-rouge foncé sur une zone située à peu de distance de la périphérie et allant en s'irradiant vers l'extérieur. Il note des taches à l'intérieur de la racine, taches pouvant atteindre jusqu'à 1 cm. de diamètre, également d'un brun-rouge ; leurs bords sont mal définis et il voit, à l'examen microscopique, des hyphes incolores voisinant avec des bactéries. Cette description, malgré qu'elle soit incomplète, suffit à exclure le *Phoma apiicola*. SORAURER n'aurait-il pas eu entre les mains des racines de Céleri attaquées par le *Septoria* ?

CHAPITRE VI

**Facteurs climatiques, agronomiques et génétiques
qui influencent la maladie****Facteurs climatiques**

Selon les expériences de CAMPANILE, les spores peuvent être émises à n'importe quelle température, soit entre 9° et 25°. Mes propres essais montrent que la dissémination est plus facile lorsque la température est élevée que lorsqu'elle reste basse. Il est donc compréhensible qu'un temps chaud qui assure l'émission des spores et une pluie, même brève, qui détermine leur dissémination seront suivis par une recrudescence de la maladie. Cependant, un temps chaud et humide est favorable aussi au Céleri qui croît plus rapidement et plus vigoureusement, de telle sorte que bien souvent les dégâts restent faibles puisqu'ils sont compensés. Le dommage peut être beaucoup plus considérable lorsque les conditions sont favorables aux champignons et défavorables à l'hôte, lorsque le champignon croît vite et la plante lentement. C'est ce qui se passe lorsque les nuits sont fraîches et sont suivies de journées où le soleil ne parvient pas à percer le brouillard. La croissance de la plante se ralentit et le *Septoria* au contraire croît et se multiplie. Ce sont ces faits (voir à ce sujet STIRRUP et EWAN, 73) qui expliquent la grande extension et la gravité de la Septoriose en automne et ces conditions sont en général réalisées.

Facteurs agronomiques

Par contre, il résulte des travaux de THOMAS (75) et de THOMAS et MULLER (76) que les facteurs qui favorisent la croissance favorisent également la sensibilité et par conséquence, la vigueur de l'attaque. Ces auteurs, par des inoculations expérimentales dont j'ai déjà parlé, ont pu démontrer que l'application de nitrate de soude par exemple, comme engrais azoté, augmente la sensibilité alors qu'au contraire le sulfate de cuivre et la chaux éteinte réduit la vigueur de la plante et aussi celle des parasites. De même, une bonne fumure organique prédisposera le Céleri à la Septoriose, pendant qu'une attaque sévère de Nématodes dans les racines

en affaiblissant la plante limitera du même coup la croissance du champignon. Pour les mêmes raisons, les plantes étiolées à l'obscurité sont moins gravement atteintes que les plantes témoins placées dans des conditions normales de lumière (THOMAS).

On a d'autre part observé que la protection de la racine contre les variations de température au moyen de la culture en tranchées qu'on remplit au fur et à mesure que la racine s'élève au-dessus du niveau du sol, ou aussi dans les cas d'une culture à plat (qui permet évidemment un travail plus rapide) une protection de la base de la plante par du fumier, du foin ou de l'herbe même avait une influence bienfaisante sur le développement de la plante et diminuait la réceptivité. Il est certain, en outre, et COONS (17) a parfaitement raison d'attirer l'attention sur ce sujet, qu'il faut éviter autant que possible de manipuler les plantes lorsqu'elles sont humides afin de diminuer autant que faire se peut les risques d'infection par les mains souillées de spores.

Enfin les expériences de CAMPANILE sur l'influence de l'ablation des feuilles malades prouvent que les feuilles jeunes qui sont toujours moins malades que les vieilles, sont mieux protégées contre la maladie si elles sont entourées par les feuilles âgées, même malades, que si elles sont exposées directement à l'infection par le rejaillissement des particules de terre porteuses de spores.

Facteurs génétiques

Le Céleri, *Apium graveolens*, est-il seul à être attaqué par le *Septoria Petroselini* var. *Apii* ou au contraire d'autres plantes sont-elles susceptibles d'infection ? Y a-t-il des races ou des variétés de Céleri qui, toutes conditions étant égales, sont plus gravement atteintes que d'autres ? C'est ici le lieu de rappeler la communication de PETHYBRIDGE (ANONYMUS, I) sur sa trouvaille aux environs de Clifden en Galway (Irlande) du *Septoria* sur un Céleri sauvage. L'endroit de la découverte laissait penser à l'auteur que le champignon ne provient pas de Céleri cultivé.

En 1910 KLEBAHN (48) a aspergé toute une série de plantes

avec une suspension de spores de *Septoria*. Ce sont, à côté d'*Apium graveolens* qui servait de témoin, *Anethum graveolens*, *Petroselinum sativum*, *Foeniculum officinale*, *Carum Carvi*, *Conium maculatum*, *Daucus carota*, *Pastinaca sativa*.

Le témoin est très malade trois semaines plus tard, *Anethum* et *Daucus* sont légèrement atteints pendant que *Foeniculum*, *Conium* et *Petroselinum* le sont peut-être mais d'une façon si douteuse que l'auteur annonce son intention de reprendre l'expérience. Contrairement à KLEBAHN, LAIBACH (51) qui reprend ces essais ne note aucune infection sur *Daucus* et *Anethum*. Il en est de même pour *Petroselinum*, *Aegopodium podagraria*, *Anthriscus sylvestris*, *Carum Carvi*, *Coriandrum sativum* et *Eryngium planum*.

L'*Apium graveolens* serait donc, d'après ces recherches, la seule Ombellifère qui soit infectée par le *Septoria* qui nous occupe.

Le même auteur, LAIBACH, a entrepris une série d'expériences sur la susceptibilité des différentes variétés cultivées. Il n'a pas vu que telle des variétés suivantes fût plus particulièrement malade ni que telle autre méritât d'être retenue spécialement pour son immunité : Céleri à blanchir, Céleri-rave à feuillage court, Delicatesse, Imperator, Frankfurter Kohlrabi, Erfurter Markt, Géant de Prague et Boule de Neige. Toutefois, THOMAS (75) a remarqué que la série des Golden-self-blanching, et STURGIS (74) les variétés jaunes sont plus facilement malades que d'autres plus rustiques et plus vertes.

Ces dernières observations correspondent parfaitement à celles que j'ai pu faire à l'École de Châtelaine où le Céleri grand doré amélioré, le C. blanc amélioré, et le C. plein blanc doré sont beaucoup plus sensibles que le C. plein blanc Lepage et surtout que le C. vert maraîcher.

La découverte d'une variété de Céleri réunissant toutes les qualités qu'on exige d'une race se laissant facilement blanchir unies à une immunité grande vis-à-vis de la *Septoriose* reste encore à faire. Mais c'est certainement dans cette direction qu'il faudra travailler si l'on veut arriver à enrayer les dégâts causés par cette maladie.

CHAPITRE VII

Traitement

Stérilisation du sol

Si le sol a déjà servi à la culture du Céleri, il faut, si l'on veut obtenir des plantes saines, détruire les spores et les filaments mycéliens qui s'y trouvent. On n'a pas encore trouvé de méthodes rapides et surtout peu coûteuses pour stériliser un sol d'une superficie importante. Cependant, on ne saurait prendre trop de précautions en ce qui concerne les couches et ne pas négliger de les stériliser avant de semer le Céleri.

KLEBAHN a obtenu d'excellents résultats avec la formaline du commerce. A 12 litres d'eau amenée à la température de 40° à 50°, il ajoute 1 litre de formaldéhyde, mélange et arrose aussitôt une surface de 2 m². Il ferme les châssis et par temps froid les couvre encore de paillassons. Après 24 heures, ou mieux 48 heures, il ouvre et laisse aérer plusieurs jours, en arrosant consciencieusement. Si l'odeur n'a pas disparu après 4 à 5 jours, il recommence l'arrosage avec 12 litres d'eau contenant 1/4 à 1/2 litre d'amoniaque ; 24 heures plus tard, les couches sont prêtes à recevoir les semences.

FOSTER et WEBER (31) qui recommandent aussi vivement ce traitement préconisent aussi la désinfection par la vapeur. Son seul défaut est d'être longue et dispendieuse.

Traitement des graines

KLEBAHN recommande aux maraîchers d'employer le *sulfate de cuivre* à raison de 20 grammes par litre. Les graines mises dans un sachet sont d'abord immergées dans de l'eau (tiède selon CAMPANILE) et malaxées à la main un quart d'heure. Puis elles sont plongées dans la solution de Cu SO_4 où on les pétrit quelques minutes encore et les laisse 24 heures. Il est bon, mais non indispensable, de les passer ensuite à l'eau de chaux ; après séchage elles sont bonnes à être semées. La faculté germinative n'est pas atteinte puisque le 80 % germe alors que le témoin accuse 86 %.

STIRRUP et EWAN (73) emploient de même que COONS et

DOROGIN la *formaline*. La proportion convenable est de 1 partie de formaline du commerce pour 250 à 300 d'eau. Laisser les graines dans ce liquide 24 heures.

Le *sublimé* selon COONS est efficace, mais il recommande lui-même de semer serré, le traitement diminuant le pouvoir germinatif.

L'*eau chaude*, enfin, est recommandée par KROUT (49). Les conidies étant tuées à 40° les filaments mycéliens à 45°, après une immersion de 30 minutes, les semences elles-mêmes ne l'étant qu'à partir de 50°, le traitement pourrait être utilisé. Mais la difficulté de maintenir l'eau à la température nécessaire pour tuer le champignon, mais insuffisante pour affecter les graines rend l'emploi de cette méthode forcément peu généralisé.

Reste enfin l'*hypochlorite de calcium* que j'ai utilisé moi-même et qui me paraît être la méthode de choix. J'ai exposé au chapitre V les résultats que j'ai obtenus ; ils me semblent être tels que l'emploi de ce désinfectant devrait être essayé sur une plus grande échelle.

Je rappelle rapidement la manière d'opérer. Les graines mises en sachet sont d'abord triturées soigneusement dans un peu d'eau tiède, puis laissées 24 heures immergées pour obtenir leur gonflement. On prépare le lendemain une solution de chlorure de chaux (=hypochlorite de calcium) à raison de 10 gr. pour 150 cc. d'eau. Après dissolution on filtre et on décante et met dans cette solution les graines ayant gonflé. Les y laisser 3 heures en les triturant de temps en temps, les sortir et les laisser sécher un peu. On peut les semer immédiatement sans avoir besoin de les débarrasser de la solution fungicide.

Enfin, WILSON et NEWHALL (81) et surtout KROUT (49) emploient des semences datant d'au moins deux ans, le champignon perdant plus vite sa vitalité que les graines elles-mêmes. Il ne faut pas oublier, cependant, que le pourcentage des plantes qui germent n'est, après deux ans, que de 34 à 52 % et après trois ans de 35-40 % d'après CAMPANILE.

Traitement des semis

Les cultivateurs ne doivent pas oublier qu'un traitement à la bouillie cuprique n'est pas curatif, mais bien préventif. C'est pour cette raison qu'ils ne doivent pas attendre que les Céleris soient infectés pour agir, car ainsi que l'affirme STURGIS (74) le champignon qui est déjà en voie de développement peut croître sous une couche de bouillie bordelaise. C'est donc pour prévenir l'apparition des taches que NEWHALL (54) traite les semis dès l'apparition des vraies feuilles en raison de 2 à 4 applications distantes d'une semaine environ. Les résultats obtenus qu'il obtient sont les suivants après trois traitements :

| | | | | | | |
|------------------|------|-------------|-----|---|-----|---|
| plantes traitées | 1000 | ; malades : | 13 | = | 1.3 | % |
| » non » | 1000 | ; » | 290 | = | 29 | % |

Il est en outre recommandable de plonger les plantons dans une bouillie cuprique au moment du repiquage. Si l'on a soin de ne pas blesser les racines, le résultat (selon SALMON, 68) est excellent.

Traitement des plantes adultes

Comme pour les jeunes plantules le sulfatage est ici un sûr moyen préventif. On peut employer soit la bouillie bordelaise (sulfate de cuivre + chaux) soit la bouillie bourguignonne (sulfate de cuivre + carbonate de soude). Si l'on a soin de traiter toutes les semaines, ou seulement tous les 10 jours, si l'on prend garde au fait que le sulfatage effectué de bon matin donne de meilleurs résultats que si l'on opère dans la journée, on aura toutes les chances d'obtenir un Céleri sain, exempt de Septoriose.

D'autres traitements ont été proposés, mais à part le soufrage qui d'après STURGIS donnerait de meilleurs résultats encore que les bouillies cupriques, leur efficacité est certainement moindre (sulfure de potassium, solution amoniacale de carbonate de cuivre, etc.). Il est certain, cependant que la protection des plantes au collet et, si le Céleri doit être blanchi sur pied, la couverture progressive des plantes par des levées de terre et non leur compression brutale entre des planches qui emprisonnent l'humidité et l'air, seront des mesures auxiliaires de valeur non négligeable.

Traitement des plantes récoltées

Les plantes sont-elles destinées à l'expédition, il faudra avoir soin de supprimer les parties malades ou même d'éliminer complètement les plantes trop atteintes, sous peine de voir, à l'arrivée, si le voyage se prolonge un peu, une augmentation sensible de la maladie.

Il a été observé d'autre part que des précautions se justifient par le fait que fréquemment la Septoriose est suivie, après l'encavage, par une pourriture des racines qui peut être désastreuse quand il s'agit de Céleri-pomme. Un tri bien fait et une bonne aération de la cave réduiront les pertes.

Conclusions

La maladie que nos horticulteurs appellent rouille est produite par le *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii* Br. et Cav.

Elle apparaît chez nous en juin et a son maximum en septembre.

Les 15-78 % des semences livrées au commerce sont capables de transmettre la maladie.

Le mycélium aérien se développe mieux en milieu acide qu'en milieu alcalin.

La croissance est favorisée sur milieu de Coon par la présence d'asparagine et de lévulose.

Les conidies se développent le mieux en milieu peu acide et en présence de chlorure d'ammonium.

Les pycnides se forment surtout en présence de nitrate de potassium ; elles se forment quelle que soit la source de carbone, maltose et lichénine exceptés.

Une température élevée et constante favorise la dissémination.

Une température basse et variable favorise la croissance.

Le *Septoria Petroselini* var. *Apii* est un aérobie strict.

Il est capable d'infecter gravement les racines jeunes tout en respectant le système conducteur.

L'infection des racines peut être transmise aux organes aériens.

Les variétés C. grand doré amélioré, C. blanc amélioré, et C. plein blanc doré sont très sensibles à la Septoriose ; les variétés C. plein blanc Lepage et C. vert maraîcher le sont peu.

L'hypochlorite de calcium (= chlorure de chaux) est à recommander pour la stérilisation des graines.

Bibliographie

1. ANONYMUS. — Leaf spot of wild celery, Irish Nat. XXIII (1914), 48.
2. ANONYMUS. — Celery Diseases, Vlugsch. IX, Inst. Phytopathol. Wageningen (1914), 3 pp.
3. ANONYMUS. — Celery leaf spot disease or blight, Depart. agric. and techn. Inst. Ireland Journ. XIV (1914), 540-543, 3 fig.
4. ANONYMUS. — Leaf spot of celery, Journ. Board agric. XXIV (1917), 68-70.
5. ANONYMUS. — Celery yellow. Phytopathological notes. Phytopathology, XIV (1924), 435.
6. ATKINSON, G. F. — Note on the cercospora of Celery blight. Cornell Agl. Exp. Sta. Bull. 48 (1892).
7. BEACH, S. A. — Celery Septoria, N. Y. Agl. Exp. Sta. Bull. 51 (1893).
8. BEATTIE, W. R. — Celery. Farmers Bull. No. 282, Washington (avril 1907).
9. BEATTIE, W. R. — Celery growing. Farmers Bull. No. 1269 (1922).
10. BEATTIE, W. R. — Celery Culture. Farmers Bull. U.S. Depart. of Agric. Washington, No. 148 (1902).
11. CALTHORPE, D. — Celery disease. Gard. Chron. L (1911) 399.
12. CALTHORPE, D. — The Celery disease (*Cercospora Apii*) Gard. Chron. L. (1911), 310.
13. CAMPANILE, G. — Sulle septoriosi del Sedano, Boll. R. Staz. Pat. Veg. 6 (Firenze, 1926), 44-71.
14. CHITTENDEN, F. J. — Diseased Celery, Journ. R. H. S., vol. XXXII (juin 1907), 93.

15. CHITTENDEN, F. J. — Leaf spot of celery. Journ. R. H.S., vol. XXXVII (1911).
16. CHITTENDEN, F. J. — A note on celery leaf spot disease. Ann. Appl. Biol. I (1914), 204-206.
17. COONS, G. H. — Celery blight or leaf spot, Mich. Agr. Exp. Sta. Quart. Vol. V, No. 4 (1923), 190-193.
18. COONS, G. H. & LEVIN E. The Septoria leaf spot disease of celery or celery blight. Mich. Agric. Exp. Sta. Special Bull. LXXVII (1916), 1-8.
19. COONS, G. H., NELSON R. & WALTER E. A. — Celery blight control measures compared. Dusting and spraying tested in Kalamazoo experiments. Quart. Bull. Mich. Agric. Exp. Sta. X (1928), 172-175.
20. DENIS, H. — Maladie du céleri, Bull. Horticole, XLVI, Liège (1929), 245-247.
21. DOROGIN, G. — Septoria Apii, var. Magnusiana e septoria apii-graveolentis n. sp. nociva al sedano nei dintorni di Pietrogrado. Materiali concernenti la micologia e la patologia. Comitato scientifico ministero di agricoltura, Fasc. L, An I, Pietrogrado (1915), (cité par Campanile). En russe.
22. DUGGAR, B. M. — Late Blight of celery. Cornell Agr. Exp. Sta. Bull. 132 (1897).
23. DUGGAR, B. M. — Early blight of celery, Cornell. Agr. Exp. Sta. Bull. 132 (1897).
24. DUGGAR, B. M. & BAILEY, L. H. — Notes upon celery. N. Y. (Cornell) Agr. Exp. Sta. Bull. 132 (1897), 201-230.
25. DYE H. W. & NEWHALL, A. G. — The control of bacterial blight of celery by spraying and dusting. New-York Bull. 429 (juin 1924).
26. EDMOND, J. B. — Celery culture in Michigan. Agric. Exp. Sta. Michig. State, College of Agric. and Appl. Sc. Special Bull. No. 157 (juin 1926).
27. EDWARDS, J. — Celery Disease. Gard. Chron. LV (1914), 189.
28. E. G. and others. Celery Leaves diseased. The Garden, LXXVI, (1912), 595.

29. E. L. B. Injury to Celery. *The Garden* LXXVII (1913), 604.
30. FLACHS, K. — Die Septoria-Blattfleckenkrankheit des Selleries und ihre Bekämpfung. *Prakt. Bull. f. Pflanzenbau u.-schutz*, VI (1928) 93.
31. FOSTER, A. C. & WEBER G. F. — Celery diseases in Florida. *Florida Agric. Exp. Sta. CLXXIII* (1924), 23-77.
32. F. W. Rust disease in celery. *The Garden*, LXXVIII (1914), 348.
33. GALLOWAY, B. T. — Celery leaf blight, U. S. Dept. Agr. Rept. (1886), 117-120.
34. G. H. H. V. — Celery disease. *Gard. Chron. L* (1911), 441.
35. HALSTED, B. D. — Some fungous diseases of the celery. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Ann. Rept.* (1891), 250-259.
36. HEIM, R. — Les champignons parasites du céleri. *Jardinage*, XV (1928), 213.
37. HESDORFFER, M. — Ueber die Rostkrankheit beim Sellerie. *Die Gartenwelt*, XIX (1915), 210-211.
38. JAGGER, I. C. — Bacterial leaf spot of celery. *Journ. of Agric. Research*, vol. XXI, No. 3, Washington (1921).
39. JAQUES, J. — Celery Disease, *Gard. Chron. L* (1911). 341.
40. JAQUES, J. — Celery Disease. *Gard. Chron. L* (1911), 441.
41. JOHNSTON, S. C. — Celery blight experiments, X *Ann. Rept. Ontario, Veg. Growers Assoc.* (1914), 22-32.
42. J. P. — Celery attacked by Fungous. *The Garden* LXXVII (1913), 428.
43. KELLERMANN. — Kranke Selleriepflanzen. *Praktische Blätter f. Pflzschutz*, An. I, Stuttgart (1903).
44. KERRY, M. A. — Celery Disease. *Gard. Chron. LV* (1914), 150.
45. KINNEY, L. F. — Celery culture in Rhode Island, R. I. *Agr. Exp. Sta. Bull.* 44 (1897), 17-63.
46. KLEBAHN, H. — Krankheiten des Selleries. *Zeitschr. f. Pflzkrank.* 20 Jgg. I (1910).
47. KLEBAHN, H. — Die Krankheiten des Selleries und ihre Bekämpfung. *Schleswig Holst. Zeitschr. f. Obst-und-Gartenbau* (1912), 9-13.
48. KLEBAHN, H. — Bericht über die in den Jahren 1908 - 12

- zur Erforschung und Bekämpfung der Selleriekrankheiten in den Hamburger Marschlanden angestellten Untersuchungen u. Versuche. 3. Beiheft zum Jahrbuch der Hamb. wissenschaftlichen Anstalten XXX, 1912. Mittheil. aus den Bot. Staatsinstituten in Hamburg, Hambourg (1913).
49. KROUT, W. S. — Treatment of celery seed for the control of *Septoria* blight. *Journ. Agr. Res.* 21 (1921), 369-372
 50. KROUT, W. S. — Report on diseases of celery. *N. Y. Agr. Exp. Sta. Ann. Rept.* 37 (1917), 584-603.
 51. LAIBACH, F. — Untersuchungen über einige *Septoria*-arten und ihre Fähigkeit zur Bildung höherer Fruchtformen. *Zeitschr. f. Pflzkrank.* XXXI (1921), H. 5.
 52. M. A. — Celery Disease. *Gard. Chron.* LIV (1913), 190.
 53. NEUHAUS, W. Rostkrankheit beim Sellerie. *Die Gartenwelt*, XIX (1915), 211.
 54. NEWHALL, A.G. — The importance of controlling celery blight in the seed bed. *Phytopath.* XVI (1926), 467-472.
 55. NISSLEY, C. H. — Celery blight control. *New-Jersey Stat. Rept.* (1922) 273-274.
 56. OGILVIE, L. — Celery in Bermuda. *Bermuda Dept. agr. bull.* 3 (6) (1924), 1-7.
 57. ORPET, E. O. — Celery Disease. *Gard. Chron.* L (1911), 467.
 58. OSBORN, T. G. B. — Leaf scorch disease of celery. *Journ. Dept. Agr. South Australia*, XVI (1912), 402-405.
 59. PETRAK, F. — Mykologische Notizen. Ueber *Septoria Apii* Chest. *Ann. Myc.* XIX, (1921), 31-32.
 60. POOLE, R. F. — Celery disease investigations. *New-Jersey, Stat. Rept.* (1920), 608-609.
 61. QUANJER, H. M. & SLAGTER, N. — De roest of schurfziekte van de selderieknollen enkele opmerkingen over andere selderieziekten. *Tijdschr. over Plantenziekten*, 20 (1914).
 62. REDDICK, D. — Decay of celery in storage. *Rept. 5th. Ann. Meeting, Amer. Phytop. Soc.* (Abstr. in *Phytopathology*, IV (1914), 45).

63. REES, H. L. — Late blight of celery. Mo. Bull. Washington Sta. West Wash. Sta. II (1915), 11-18.
64. ROE, T. B. — A celery fungous, *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii*, Br. et Cav. Naturalist (1916), 14 à 15.
65. ROGERS, S. S. — The late blight of celery. Calif. Agr. Exp. Sta. Bull. 208 (1911), 83-115.
66. ROLFS, P. H. — Celery blight. Fla. Agr. Exp. Sta. Ann. Rept. 1896, p. 33-34 (1897).
67. ROUTIER, H. — Les maladies du céleri. Bull. Horticole, XL, Liège (1927), 281-283.
68. SALMON, E. S. — Celery blight, or rust and its prevention. Gard. Chron. LIII, 3 (1913), 414-416. — LIV, p. 3-4.
69. SANDER, O. — Die Rostkrankheit beim Sellerie. Die Gartenwelt, XVIII (1914), 626-628.
70. SCHEER, R. — Der Sellerierost und seine Bekämpfung. Beil. zur Landw. Wochenschr. f. Pommern (1915), 101-103.
71. SLAUGHTER, P. — Celery Disease. Gard. Chron. L (1911), 419.
72. SORAUER, P. — Die Fleckenkrankheit des Selleries. Zeitschr. f. Pflzkrank. VI (1896), 191.
73. STIRRUP, H. H. & EWAN, J. W. — Celery blight and its prevention. Midland Agr. College. Sutton, Bonington, Loughborough, Bull. XIV (1927), Réimpr. 1931.
74. STURGIS, W. C. — On the prevention of leaf-blight and leafspot of celery. (*Cercospora Apii* Fr. and *Septoria Petroselini* Desm. var. *Apii*, Br. et Cav.) Connect. Agr. Exp. Sta. Rept. 21 (1897).
75. THOMAS, H. E. — The relations of health of the host and other factors to infection of *Apium graveolens* by *Septoria Apii*. Bull. Torrey, Bot. Club, 48 (1921), 1-29.
76. THOMAS, H. E. & MULLER A. S. — Some factors which influence the infection of *Apium graveolens* L. by *Septoria Apii* Rostr. Amer. Journ. Bot. XVI (1929), 789-798.
77. TOPF, K. — Sellerierost und widerstandfähige Sorten. Prakt. Ratgeber in Obst-und Gartenbau. XXXII (1918) 423-433.
78. TOWNSEND, C. O. — Notes on the celery blight. Mid. Agr. Exp. Sta. Bull. 74 (1901), 167-182.

79. VOGLINO, P. — Ricerche sullo sviluppo della *Septoria Petroselini* Desm. sul sedano. Ann. R. Acad. Agric. Torino. XLIII (1900).
80. WILSON, J. D. — Celery dusting in 1927. Bimonth. Bull. Ohio Agr. Exp. Sta. XIII (1928), 122-124.
81. WILSON J. D. & NEWHALL A. G. — The control of the celery blights. Ohio Agric. Exp. Sta. Bull. 461 (1930).
82. YATES, W. H. — Celery disease. Gard. Chron. LV (1914), 175.
83. ZOBEL, H. F. — Celery disease. Gard. Chron. LV (1914), 95.

Ouvrages généraux

84. BRIOSI & CAVARA. — I funghi parassiti delle piante coltivate od utili. Fasc. VI Pavie (1891).
85. DUGGAR, B. M. — Fungous diseases of plants, p. 361.
86. ERIKSSON, J. — Fungous diseases of plants. Londres (1930), 429.
87. FRANK, A. B. — Die Krankheiten der Pflanzen. Breslau (1894).
88. OUDEMANS, C. A. J. A. — Enumeratio systematica fungorum. La Haye (1923).
89. PRILLIEUX, E. — Maladies des plantes agricoles. Paris (1897).
90. RABENHORST, L. — Kryptogamenflora. Pilze, vol. I, Abt. VI, Leipsig (1901), 824.
91. SACCARDO, P. A. — Sylloge Fungorum. Vol. III, p. 530. Vol. XIV, p. 972. Padoue (1884).
92. SORAURER, P. — Handbuch der Pflanzenkrankheiten. Berlin (1908), 410.
93. STOUGHTON, R. H. — Thionin and orange G for the differential staining of bacteria and fungi in plants tissues. Ann. Appl. Biology. XVII (1930).
94. WAKSMANN, S. A. — Principles of soil microbiology. Londres (1927).
95. WILSON, J. K. — Calcium Hypochlorite as a seed sterilizer. Am. Journ. Botany. Vol. II, n° 8 (1915).

TABLE DES MATIÈRES

| | |
|---|----|
| INTRODUCTION (Les différentes maladies du Céleri) . . . | 1 |
| CHAPITRE I. — Description de la Septoriose. | 5 |
| CHAPITRE II. — Agent de la maladie | 7 |
| CHAPITRE III. — Modes d'infection. | 8 |
| Dissémination par les graines | 10 |
| Dissémination par la pluie, les insectes, le vent . . . | 11 |
| Dissémination par les restes de plantes malades et par contact | 12 |
| CHAPITRE IV. — Triage et cultures pures | 14 |
| Le pH des milieux de culture | 16 |
| L'azote des milieux de culture | 18 |
| Le carbone des milieux de culture | 25 |
| L'action de la température | 31 |
| Anaérobiose. | 27 |
| CHAPITRE V. — Infections artificielles | 28 |
| CHAPITRE VI. — Facteurs [climatiques, agronomiques et génétiques qui influencent la maladie. | 44 |
| CHAPITRE VII. — Traitement | 47 |
| Stérilisation du sol, des graines | 47 |
| Traitement des semis, des plantes adultes | 49 |
| Traitement des plantes récoltées | 50 |
| CONCLUSIONS | 50 |
| BIBLIOGRAPHIE | 51 |
