

OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
ET TECHNIQUE OUTRE-MER
20, rue Monsieur
PARIS VII^e

COTE DE CLASSEMENT N° 4395

PHYTOPATHOLOGIE

ETUDE D'UNE GRAVE MALADIE DES HEVEAS DES TERRES ROUGES EN OUBANGUI-CHARI

par

A. SACCAS

" ETUDE d'une GRAVE MALADIE des HEVEAS des TERRES ROUGES en OUBANGUI-CHARI."

Par A.H. SACCOAS

Chef de la Section de Phytopathologie
du Centre de Recherches Agronomiques de BOUKOKO (A.E.F.)

=====

I.- CONSIDERATIONS GENERALES

En mai 1956, la Direction de la Plantation "Henri-CHAMAUITE", établie dans la zone forestière de la Région de la Lobaye (N'Baiki), nous signalait la présence d'une grave maladie sévissant sur 280 hectares de jeunes hévéas âgés de 2 à 5 ans. Elle avait fait son apparition au début de la saison des pluies (avril) avec la reprise de la végétation. Les attaques se sont manifestées au début sur quelques arbres répartis sporadiquement dans les blocs, puis, favorisées par le temps humide et pluvieux, elles se sont généralisées au bout de quelques mois. Le clone le plus atteint était le SAF 1 couvrant une superficie de 105,6 hectares.

Ces attaques intenses ont comme conséquence la chute massive des jeunes feuilles et en particulier celles des extrémités des jeunes pousses en voie d'épanouissement au fur et à mesure de leur formation (Fig.1). Ces défeuillaisons massives et répétées durant toute la saison des pluies provoquent l'affaiblissement général des sujets atteints, et un retard marqué de leur croissance. La maladie affecte également les jeunes rameaux non acotés, ce qui entraîne soit la mort de leurs extrémités, soit leur affaiblissement et parfois même leur mort totale par suite de la formation de nombreuses lésions chancreuses.

Les symptômes des arbres malades rappellent ceux que provoque l'anthracnose de l'hévéa due à deux champignons voisins, de la famille des Mélanconiales : Colletotrichum heveae et Gloeosporium albo-rubrum, observés et décrits pour la première fois par PETCH en Extrême-Orient.

La maladie avait déjà été observée en 1952 dans la même plantation, mais à cette époque, les dégâts étaient peu importants et sans conséquence économique. Elle sévissait également dans les pépinières où nous avons constaté une chute partielle des feuilles ainsi que des lésions chancreuses sur les extrémités des jeunes tiges. A la suite des dégâts relevés en 1956, nous avons été chargé d'étudier cette maladie en vue de mettre au point une méthode de lutte efficace.

II - HISTORIQUE - REPARTITION GEOGRAPHIQUE-

Nous considérons ici les deux parasites C. heveae et G. albo-rubrum, responsables de l'anthracnose de l'hévéa, comme deux champignons

.....



Phot. JC

Fig. I.- Hévéas SAF 1 âgés de quatre ans fortement atteints par l'an-
thraxnose et sur lesquels on observe une défeuillaison marquée.

distincts appartenant à deux genres voisins, tels qu'ils ont été décrits jusqu'à ces derniers temps par les différents auteurs.

COLLETOTRICHUM HEVEAE Petch

L'antracnose due à C. heveae, observée et décrite pour la première fois par PETCH(40) en 1906 sur feuilles d'Hevea brasiliensis à Ceylan, est une maladie signalée par de nombreux auteurs dans les plantations d'hévéas d'Extrême-Orient et en particulier de Ceylan, Malaisie, Indes, Indes Néerlandaises, Philippines, ainsi qu'en Afrique Noire (Sierra Leone, Côte d'Ivoire, Afrique Equatoriale Française, Cameroun, Uganda).

En 1926, SMALL(56) signalait la présence en Uganda d'un Colletotrichum considéré comme la forme conidienne de Glomerella cingulata. La même année Cephaleuros parasiticus sévissait sur feuilles d'hévéa en Sierra Leone(79), associé à un Colletotrichum qui était probablement également le stade conidien de G. cingulata. D'après CLARA(14), ce dernier champignon était responsable de l'antracnose des plantules d'hévéas dans plusieurs localités des Philippines en 1927. L'année suivante, SMALL(73) signalait des attaques de Phytophthora(? meadii) et de Colletotrichum sp. sur les hévéas de Ceylan, causant tous deux la chute des feuilles. En 1929, MITRA(34) attribuait à Colletotrichum heveae la maladie follicole des hévéas aux Indes, qui provoquait des taches irrégulières, sèches, brun grisâtre et des dégâts insignifiants. A Sumatra, KEUCHENIUS(24) le signalait en 1939 comme parasite des feuilles d'hévéas dans les plantations de l'ouest de l'île. D'après MARTIN(33), étudiant les maladies de l'hévéa au Mexique de 1943 à 1946, Colletotrichum gloeosporioides, stade conidien de G. cingulata, causait des taches sur les feuilles des plantules en pépinières sans entraîner des dégâts notables. Ce champignon a été également signalé par LANGFORD(26) en 1953 dans la vallée de l'Amazonie où il causait un die-back considéré comme l'une des maladies les plus fréquentes de l'hévéa par LANGFORD, CARPENTER et al.(28). En 1954, CARPENTER et STEVENSON(12) le citaient également comme responsable d'une maladie follicole secondaire des hévéas de Costa Rica; leurs essais d'inoculation montraient que, bien que le champignon soit le plus souvent associé, dans les pépinières, à Dothidella ulmi, parasite primaire, il peut provoquer une infection directe à la suite de dégâts mécaniques causés aux feuilles.

En Malaisie, ALTON(2) rapportait en 1950 la présence d'un Colletotrichum distinct de C. heveae, se développant occasionnellement sur les feuilles de plantules gravement attaquées par Helminthosporium heveae. D'après cet auteur, l'antracnose due à Glomerella cingulata causait quelque inquiétude dans une plantation de clones âgés de trois ans. De son côté JOHN(22) signalait en 1952 la présence fréquente d'un Colletotrichum sur les feuilles de jeunes hévéas et occasionnellement sur les feuilles d'arbres adultes; d'après l'auteur, il ressemble à C. (Glomerella) gossypii et C. derridis, mais il est distinct de C. ficus: ses essais d'inoculations artificielles sur hévéas à partir de cultures de C. derridis (elliptica) n'aboutissaient pas à la formation de taches sur feuilles d'hévéas alors qu'il obtenait de grandes lésions sur D. elliptica par contre en inoculant ce dernier avec le Colletotrichum de l'hévéa, il provoquait.....

Visité
sur Derris

la formation de lésions; ces expériences l'ont amené à considérer que le champignon pathogène de l'hévéa est une forme de G. derriidii. En 1953, HILTON(20), étudiant les maladies foliaires de l'hévéa en Malaisie, mentionnait Colletotrichum ficus et G. derriidii associés à G. albo-rubrum.

Colletotrichum heveae a été également observé en Afrique Equatoriale Française et au Cameroun en 1949 et 1952(49) comme parasite des feuilles, rameaux et fruits. En 1956, CHEVAUGEON(13) le signalait en Basse-Côte d'Ivoire.

GLOEOSPORIUM ALBO-RUBRUM Petch

L'antracnose de l'hévéa due à Gloeosporium albo-rubrum a été observée et décrite pour la première fois par PETCH(41) en 1910 comme parasite des rameaux verts à Ceylan; ses attaques étaient suivies par celles de Botryodiplodia theobromae qui peut tuer l'arbre tout entier.

Depuis, le champignon, parasite important des feuilles, des jeunes rameaux, des fleurs et des fruits d'hévéas en Asie, en Afrique et en Amérique, a fait l'objet d'études nombreuses.

Aux Indes, il a été signalé en 1949 par ANANDA RAU et VENKATARAMANI(5), ainsi que par RAMAKRISHNAN et SUNDARAH(44) en 1953. La même année, KAIMAL(23) attribuait à des attaques de Gloeosporium spp. le die-back observé dans le Sud de l'Inde.

A Ceylan, G. albo-rubrum a été fréquemment observé. PETCH(43) en 1921 le citait comme responsable de la chute des feuilles des hévéas. En 1929, MURRAY(35) en observait des attaques sur jeunes pousses d'hévéas greffés, qui, associées à celles d'un Phytophthora, provoquaient un die-back. Dans un rapport paru en 1932, PARK(38) signalait dans quelques Etats de Ceylan la présence de Gloeosporium albo-rubrum et les inoculations des jeunes pousses blessées artificiellement reproduisaient cette maladie. En 1954, d'après VAN EMDEN(62), un Gloeosporium non déterminé était responsable d'une grande chute secondaire des feuilles dans un Etat de l'île. Au cours de l'année 1955, une défeuillaison intense était observée par PERIES(39) et attribuée aux attaques de G. albo-rubrum et Phytophthora palmivora, dues au temps anormalement humide; l'auteur mentionnait en outre que, dans des conditions d'humidité très élevée, le champignon produisait un die-back caractéristique et que la chute des feuilles était particulièrement marquée dans les plantations serrées de jeunes plantules d'hévéas. G. albo-rubrum est souvent associé à Oidium heveae, ainsi qu'à d'autres champignons, comme le notait RIGGENBACH(46) qui démontrait par ses essais d'infection que ce Gloeosporium était un vrai parasite capable d'attaquer les jeunes feuilles saines et les capsules vertes.

En Malaisie, ANSTEAD(6) signalait en 1910 un die-back des rameaux causé par Botryodiplodia theobromae et G. albo-rubrum. D'après RICHARDS(45), les pertes imputables à ce dernier en 1917 étaient faibles. En 1925, PINCHING(71) rapportait qu'une maladie provoquant la chute des feuilles des hévéas continuait à causer des troubles dans les plantations de Malaisie et les recherches de SUTCLIFFE dévoilaient que l'agent causal était un Gloeosporium probablement consécutif à un autre parasite primaire. Comparant la maladie de l'hévéa à Ceylan et en

Malaisie, SHARPLES(51) mentionnait en 1926 que dans cette dernière contrée, elle était due à un organisme tout à fait différent, le champignon prédominant étant un Gloeosporium, probablement G.albo-rubrum, dont il révélait la présence, peu fréquente, en 1936(52). D'après ALTSOE(1.c.), ce champignon pouvait être responsable des défeuillaisons constatées de 1946 à 1948 et attribuées précédemment à Oidium heveae, ainsi que du die-back observé sur plantules. Depuis sa présence a été signalée par le même auteur(3, 4), par HILTON(20, 21), NEWSAM(36, 37), WIJERATNE(67) ainsi que par différents rapports et comptes-rendus(74, 75, 76) où il est considéré soit comme parasite d'importance secondaire associé à Oidium heveae prédominant ou à des attaques d'insectes, soit comme parasite dangereux en particulier sur les jeunes plants.

Aux Indes Néerlandaises, un Gloeosporium associé à un Diplodia était signalé en 1921 par VAN HALL(63) comme agent d'un die-back important. STEINMANN(60), étudiant en 1922 la biologie de G.albo-rubrum, présent dans l'ouest de l'île de Java, le considérait identique à G.elasticae. LA RUE et BARTLETT(50) rapportaient en 1923 qu'une chute grave des feuilles était observée depuis 1918 dans les plantations d'hévéas de la Côte orientale de Sumatra; les jeunes feuilles saines et turgescents commencent à tomber quelques jours après leur étalement et sont remplacées par d'autres qui tombent à leur tour au fur et à mesure de leur formation; un Gloeosporium sp. conforme à la description de G.albo-rubrum Petch (probablement identique à G.heveae Petch) était fréquemment isolé du matériel malade surtout à partir des pétioles des folioles tombées. L'inoculation de coupes d'hévéas, en chambre humide, avec des spores du Gloeosporium produisait une grave altération de tous les tissus jeunes. La même année, les mêmes auteurs(31) révélaient qu'en 1918-19 ils avaient obtenu en culture Diplodia cacaoicola (Bot. theobromae) qui était l'agent causal du die-back observé sur les hévéas de la côte Est de Sumatra; ils signalaient également une maladie des panneaux de saignée résultant de l'action de divers organismes dont le Botryodiplodia, plusieurs Fusarium et G.albo-rubrum. En 1924, LA RUE (29) signalait que, dans les mêmes contrées, le champignon est constamment associé à des phénomènes de chute des fruits et des fleurs, ce qui constituait un obstacle sérieux pour la multiplication de l'hévéa par graines. La maladie des feuilles a fait l'objet d'études par d'autres auteurs, notamment WRIGHT(70) à Sumatra. Notons enfin qu'en 1948 SOETARDI(58) isolait un Gloeosporium sp. associé à Phomopsis heveae et à un Fusarium sur jeunes plantules d'hévéas de Java.

En Indochine, d'après VINCKENS(65), les maladies foliaires causées par Gloeosporium et Colletotrichum étaient fréquentes aux environs de 1920 mais ne présentaient pas de gravité. Ces champignons produisaient cependant sur les jeunes rameaux des lésions qui pouvaient servir de portes d'entrée à d'autres parasites; des expériences ont montré que le Gloeosporium peut attaquer les jeunes pousses et en Cochinchine, associé à d'autres organismes (Nectria, Fusarium), il causait de nombreux chancres sur les troncs, les branches et les panneaux de saignée. En 1929, WORMSER et BARAT(68) observaient sur hévéas âgés de un à trois ans un die-back qu'ils attribuaient aux attaques d'un Gloeosporium en association avec....

Botryodiplodia theobromae. L'année suivante, BARAT(9) signalait de nombreux cas de die-back des rameaux d'hévéas dus à G.albo-rubrum, B.theobromae et Fusarium sp., et citait en outre une pourriture du collet des hévéas greffés associée au Botryodiplodia et qui causait jusqu'à 40% de pertes: cette maladie présentait des analogies étroites avec le "sun scorch" des racines latérales décrit par SHARPLES en Malaisie; d'après l'auteur, la multiplication et l'hypertrophie des lenticelles caractérisant une phase de la maladie semblaient être en relation avec la présence d'un Gloeosporium. En 1949, BORGET(10) considérait G.albo-rubrum comme un parasite assez répandu dans les plantations d'hévéas d'Indochine et, à la suite d'une étude du comportement de nombreux clones par la méthode des inoculations artificielles, il définissait les plus sensibles et les plus résistants; d'après cet auteur, les arbres sérieusement affaiblis ou plantés dans des sols bruns sont en général les plus atteints.

En Uganda, SHAIL(54) mentionnait en 1914 la présence de G.albo-rubrum sur rameaux d'hévéas en association avec Phyllon蒂tieta ramicola et Thyridaria tarda; en 1921, l'auteur précisait que le champignon qui se rencontre aussi sur les pousses vertes d'hévéas est responsable de la pénétration de Botryodiplodia theobromae(55). SNOWDEN(57), la même année, le signalait sur jeunes tiges.

Au Congo Belge, un Gloeosporium non identifié était observé par VERMOESSEN(64) en 1914 et considéré comme peu important.

En Afrique Equatoriale Française(49), l'anthracnose de l'hévéa due à G.albo-rubrum a été reconnue pour la première fois en 1949 dans les jeunes plantations de la Station d'Oyem(Gabon) où deux parcelles des clones Avros 49 et 50 âgés de quatre ans étaient fortement éprouvés; la maladie affectait les jeunes feuilles et provoquait leur chute; en 1952, le même champignon a été trouvé comme parasite des feuilles et des jeunes rameaux dans les pépinières et les jeunes plantations des Terres Rouges(M'Baïki), à la Station de Boukoko, ainsi qu'à M'Bila(Moyen-Congo) mais les dégâts causés étaient très limités.

Récemment, CHEVAUGNON(13) signalait la présence de G.albo-rubrum dans le Sud-Ouest de la Côte d'Ivoire; le champignon se développe sur les extrémités vertes des jeunes rameaux et entraîne une importante défeuillaison.

En Amérique tropicale, ce parasite était responsable d'après WEIR(66) de dégâts sérieux sur les jeunes feuilles des hévéas de la Vallée de l'Amazone. En 1944, DESLANDES(16) observait un Gloeosporium sur rameaux morts de jeunes plantules d'hévéas au Brésil.

Notons enfin que HAIN(32) en 1953 signalait la présence d'un Gloeosporium sp., associé à Helminthosporium heveae, dans les pépinières de Nouvelle-Guinée.

III - LA MALADIE

-SYMPTOMES-

L'anthracnose de l'hévéa qui sévit avec intensité depuis 1956 dans les jeunes plantations et les pépinières des Terres Rouges en Oubangui-Chari affecte les feuilles, les rameaux et plus rarement les fleurs et les fruits. Nous décrivons ci-après les caractères macroscopiques et les symptômes de la maladie observés sur les arbres atteints naturellement ainsi que sur les pieds contaminés artificiellement.

- SUR FEUILLES -

La maladie apparaît généralement pendant la saison pluvieuse. Elle affecte les feuilles à tous les stades de leur croissance depuis leur épanouissement jusqu'à leur développement normal, ainsi que les feuilles âgées. Leur réceptivité et leur sensibilité à l'égard du parasite sont liées à leur âge. Les très jeunes feuilles en voie de croissance se montrent particulièrement sensibles et lorsque l'infection se produit à ce stade, elle provoque le plus souvent leur chute prématurée. Sur les feuilles développées, le parasite ne détermine que des taches nécrotiques en nombre variable, et rarement leur mort.

Les symptômes sont différents suivant l'âge des feuilles :

Lorsque l'infection a lieu sur les très jeunes feuilles en voie d'épanouissement et jusqu'au stade où elles ont atteint les trois quarts de leur développement normal, la maladie débute en général par l'extrémité du limbe, qui prend une coloration brunâtre et rapidement, elle envahit la feuille entière qui flétrit, devient molle, translucide et de coloration brun jaunâtre; puis elle noircit, se dessèche en se recroquevillant, se détache et tombe au moindre souffle de vent. Seuls le pétiole central et parfois les trois pétioles secondaires restent encore attachés aux rameaux, mais ils jaunissent rapidement et tombent à leur tour. Ainsi, dans le cas de fortes attaques, on observe des défeuillaisons massives : les jeunes pousses restent dénudées pendant un certain temps, puis leur extrémité s'allonge et il apparaît un nouvel étage de jeunes feuilles qui, attaquées à leur tour, tombent prématurément. Ces défeuillaisons se reproduisent fréquemment durant toute la saison des pluies, elles entraînent l'épuisement des arbres fortement éprouvés, un retard marqué de leur croissance et parfois même la mort des jeunes pousses. On observe souvent que l'élongation de ces dernières est réduite et les étages de feuilles très rapprochés : il se produit une sorte de court-noué caractéristique des rameaux.

Les effets néfastes de la maladie sont très marquants sur les plantules en pépinière qui restent chétives, grêles et parfois meurent.

Lorsque l'infection se produit sur des feuilles développées, de très nombreuses taches jaunâtres, plus ou moins diffuses et visibles par transparence, apparaissent sur le limbe. Quelque temps après, de petits

....

macules ponctiformes brun pourpre, à peine visibles à l'œil nu, se forment au centre de ces taches; ils se transforment rapidement en taches plus ou moins arrondies, amphigènes, atteignant 0,5 à 2 mm de diamètre, rarement plus, de coloration uniformément brun pourpre à la face supérieure, brun marron à la face inférieure, éparées et toujours auréolées d'un halo jaunâtre très large et plus ou moins diffus (Fig. 2). En vieillissant, la partie centrale de ces taches prend une coloration blanc grisâtre, le tissu s'amincit, se dessèche et devient transparent, tandis que persiste à la périphérie une zone marginale étroite, brun pourpre à l'épiphyllie et brun marron à l'hypophyllie, elle-même toujours entourée d'un large halo jaunâtre (Fig. 3). De petites pustules blanc rosâtre ou blanc grisâtre apparaissent sur la partie décolorée et amincie de ces taches, le plus souvent sur leur face supérieure: ce sont les acervules ou organes de fructification du champignon. Nous avons remarqué que les acervules blanc rosâtre se forment pendant les périodes très humides. Les acervules blanc grisâtre et d'aspect gluant peuvent changer de coloration et devenir brun grisâtre durant les périodes moins pluvieuses.

Souvent, la partie amincie des taches nécrotiques se détache et tombe: les feuilles atteintes sont alors criblées de nombreux trous bien caractéristiques des attaques d'antracnose (Fig. 4).

Le nombre de taches nécrotiques est variable suivant l'intensité des attaques et également l'âge des feuilles. Il est en général réduit sur les feuilles adultes, moins sensibles à la maladie; les taches sont alors éparées, réparties au hasard et ne deviennent que rarement confluentes; les feuilles, dans ce cas, ne se déforment pas et leur chute est rare. Sur les feuilles développées mais encore jeunes, plus sensibles à la maladie, les taches peuvent être très nombreuses; au début, elles sont éparées puis elles deviennent confluentes, formant ainsi de grandes zones nécrotiques très étendues de coloration brun pourpre (Fig. 5); souvent les feuilles se déforment, les bords se dessèchent, s'enroulent, puis se détachent et tombent; leur contour porte des échancrures. Parfois, la densité des taches nécrotiques est telle qu'elles fusionnent progressivement, tout le limbe se recroqueville, se détache et tombe. Cette chute partielle des feuilles développées est fréquente dans les plantations des Terres Rouges. Dans le cas d'attaques moins fortes, les feuilles développées mais non encore adultes se déforment et prennent une teinte vert jaunâtre à vert pâle; les taches sont moins nombreuses et le limbe se perforé au niveau des tissus nécrosés.

Les symptômes que nous venons de décrire correspondent à ceux de l'antracnose provoquée par Gloeosporium albo-rubrum observé et décrit en 1921 par PETCH(41) comme parasite des feuilles d'hévéas à Ceylan, et par de nombreux auteurs, notamment LA RUE et BARTLETT(30) aux Indes Néerlandaises, SHARPLES(52) en Malaisie, WEIR(1.c.) en Amazonie et nous-même (1.c.) en A.E.F.

Ils peuvent être confondus avec les symptômes provoqués par Helminthosporium heveae, parasite follicole très répandu dans les plantations d'hévéas d'A.E.F. Les taches nécrotiques isolées, arrondies ou irrégulières, au centre décoloré, aminci et transparent, bordées d'une zone brun pourpre.



Fig. 2.- Aspect d'une jeune feuille d'hévéa présentant de petites taches isolées d'anthracnose, brun marron, au début de leur évolution.

Fig. 3.- Feuille d'hévéa portant de nombreuses taches nécrotiques au centre décoloré.





Phot. Jc

Fig. 4.- Feuilles d'hévéa fortement atteintes, criblées de nombreux trous bien caractéristiques des attaques d'anthracnose.

Fig. 5.- Feuilles d'hévéa fortement atteintes présentant des taches nécrotiques étendues et confluentes.



Jc

sont macroscopiquement identiques pour les deux parasites. Cependant, certains caractères permettent de les différencier. Les taches d'H. heveae sont toujours plus grandes, atteignant 0,5-1 cm de diamètre et sont en général peu nombreuses; de plus, l'auréole brun pourpre entourant le tissu décoloré est large. Par contre, les taches de Gloeosporium sont petites, ne dépassant pas 1 mm, exceptionnellement 2 et leur zone périphérique est très étroite; ces taches, très nombreuses, deviennent le plus souvent confluentes et forment des nécroses étendues sur le limbe. En outre, H. heveae affecte en général les feuilles développées, tandis que l'anthracnose les attaque à tous les stades de leur croissance et surtout les jeunes en voie d'épanouissement; sur la face inférieure de la partie décolorée des taches provoquées par l'helminthosporiose, on observe à la loupe un duvet noirâtre constitué par les conidiophores et les conidies du champignon, tandis que sur la face supérieure des taches décolorées de G. albo-rubrum, on distingue les petites pustules légèrement bombées rosâtres ou brun grisâtre formées par les acervules.

Dans le cas de fortes attaques d'anthracnose, le pétiole principal et les trois pétioles secondaires portant les feuilles peuvent être affectés par le parasite. La maladie débute par l'apparition à leur surface de petites taches allongées pustuliformes légèrement bombées, brun violacé, visibles à l'œil nu, elles deviennent ovales à fusoides, atteignant 0,5 à 1 cm de longueur au maximum, brun pourpre puis gris centre auréolées d'une zone marginale brun pourpre (Fig. 6). Les tissus profondément altérés se dessèchent, s'affaissent et leur surface se fendille longitudinalement. Il se forme de véritables lésions chancreuses comparables à celles qui apparaissent sur les rameaux atteints par le même parasite. La surface décolorée des tissus nécrosés se couvre de nombreuses fructifications isolées du champignon qui ont la forme de petites pustules légèrement bombées, brunâtres ou rosâtres.

Ces lésions chancreuses sont en général peu nombreuses et éparpillées. Parfois, elles peuvent contourner les pétioles et provoquer leur mort ainsi que celle des feuilles qu'ils portent. Elles sont fréquentes sur les hévéas des Terres Rouges, mais les dégâts sont limités.

Outre les attaques foliaires caractéristiques du type G. albo-rubrum, nous avons observé de grandes taches nécrotiques amphigènes, éparpillées, deux à trois par feuille, mesurant 2 à 3 cm de diamètre, de coloration brun grisâtre, à contour irrégulier et entourées d'une zone marginale brun pourpre assez large (Fig. 7). De nombreux points pustuliformes, légèrement bombés et disposés en zones concentriques sont visibles à la loupe sur leur face supérieure, rarement sur la face inférieure. L'examen microscopique de ces acervules montre qu'il s'agit de fructifications du type Colletotrichum. L'aspect macroscopique des taches correspond à la description qui a été donnée par PETCH (40) à propos de Colletotrichum heveae sur feuilles d'hévéas de Ceylan, puis par de nombreux autres auteurs en particulier MITRA (l.c.) aux Indes, par KEUCHENIUS (l.c.) à Sumatra et nous-même (45) sur feuilles et rameaux d'hévéas en A.E.F. Les attaques du type Colletotrichum heveae sont sporadiques et peu importantes sur arbres jeunes et âgés.

.....



Fig. 6.- Pétiole portant des lésions chancreuses provoquées par les attaques d'anthracnose.

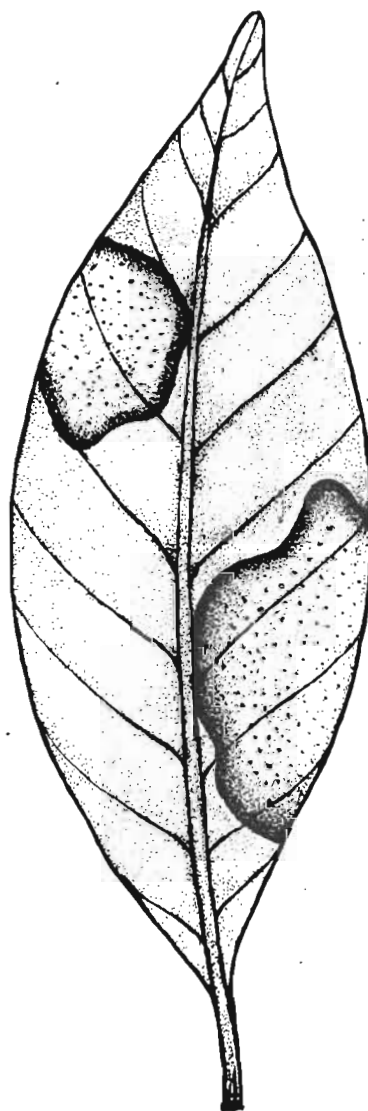


Fig. 7.- Feuille d'hévéa portant de grandes taches nécrotiques du type Colletotrichum heveae.

-SUR RAMEAUX -

L'anthracnose attaque les rameaux verts des jeunes hévéas et provoque un die-back. Les jeunes pousses en voie de croissance et non encore acôtées sont les plus atteintes et leurs extrémités sont souvent tuées. Sur les rameaux verts semi-acôtés, les attaques sont moins fréquentes et le parasite provoque des lésions chancreuses plus ou moins profondes sans toutefois causer leur mort.

Sur les jeunes pousses non acôtées, le parasite détermine des lésions nécrotiques, ovales à ellipsoïdes, en nombre variable suivant l'intensité des attaques. Elles apparaissent au début sous forme de petites taches jaunâtres légèrement bombées par suite de l'hypertrophie des tissus sous-jacents de l'écorce due à la présence du champignon (Fig. 8); ces taches évoluent rapidement, elles deviennent uniformément brun pourpre, puis le centre se décolore en gris cendré qui s'étend progressivement vers la périphérie auréolée d'une zone brun pourpre. En plein développement, ces taches peuvent atteindre 1-2 cm de long et 0,5-1 cm de large. Sous l'action du parasite, l'écorce s'altère profondément, puis noircit et s'affaisse en se desséchant; de nombreuses fentes longitudinales se forment à sa surface (Fig. 9, 10). Sur la partie décolorée de l'écorce mortifiée, apparaissent les fructifications du champignon sous forme de petites pustules allongées ou arrondies, légèrement bombées, au début blanc rosâtre à roses, puis brun grisâtre, qui correspondent aux acervules. Les lésions chancreuses provoquées par le parasite sont éparpillées; parfois deux ou plusieurs taches rapprochées peuvent devenir confluentes au cours de leur croissance et n'en former qu'une seule très étendue. Les jeunes pousses fortement atteintes s'altèrent profondément, puis flétrissent, noircissent et meurent tout entières; parfois seul le bourgeon terminal est tué, la croissance en longueur du rameau s'arrête et au bout de quelque temps, de jeunes pousses se forment à partir de bourgeons axillaires de la partie basse du rameau encore vivante. Lorsque de telles attaques surviennent sur de jeunes hévéas de 2 à 3 ans, elles provoquent une déformation de la tige et gênent leur croissance normale.

Sur les rameaux semi-lignifiés, les attaques sont en général moins sévères. Les lésions chancreuses qui se forment provoquent un affaiblissement des rameaux et un arrêt de leur croissance. Les jeunes pousses qui naissent à partir du bourgeon terminal sont peu vigoureuses, les entre-nœuds sont très courts, de même que les rameaux qui se forment à partir des bourgeons latéraux.

Les lésions chancreuses des rameaux provoquées par l'anthracnose servent souvent de portes d'entrée à d'autres parasites ramicoles, tels que Botryodiplodia theobromae et Phyllosticta ramicola susceptibles de tuer les rameaux. De tels cas d'attaques d'anthracnose associée à l'un ou l'autre de ces champignons ont été observés à plusieurs reprises sur les hévéas des Terres Rouges.

-SUR FRUITS -

La maladie attaque les fruits d'hévéas à tous les stades de leur développement. Leur surface se couvre de nombreuses pustules blanc grisâtre puis roses, d'aspect gluant : ce sont les fructifications du

.....



Phot. JC

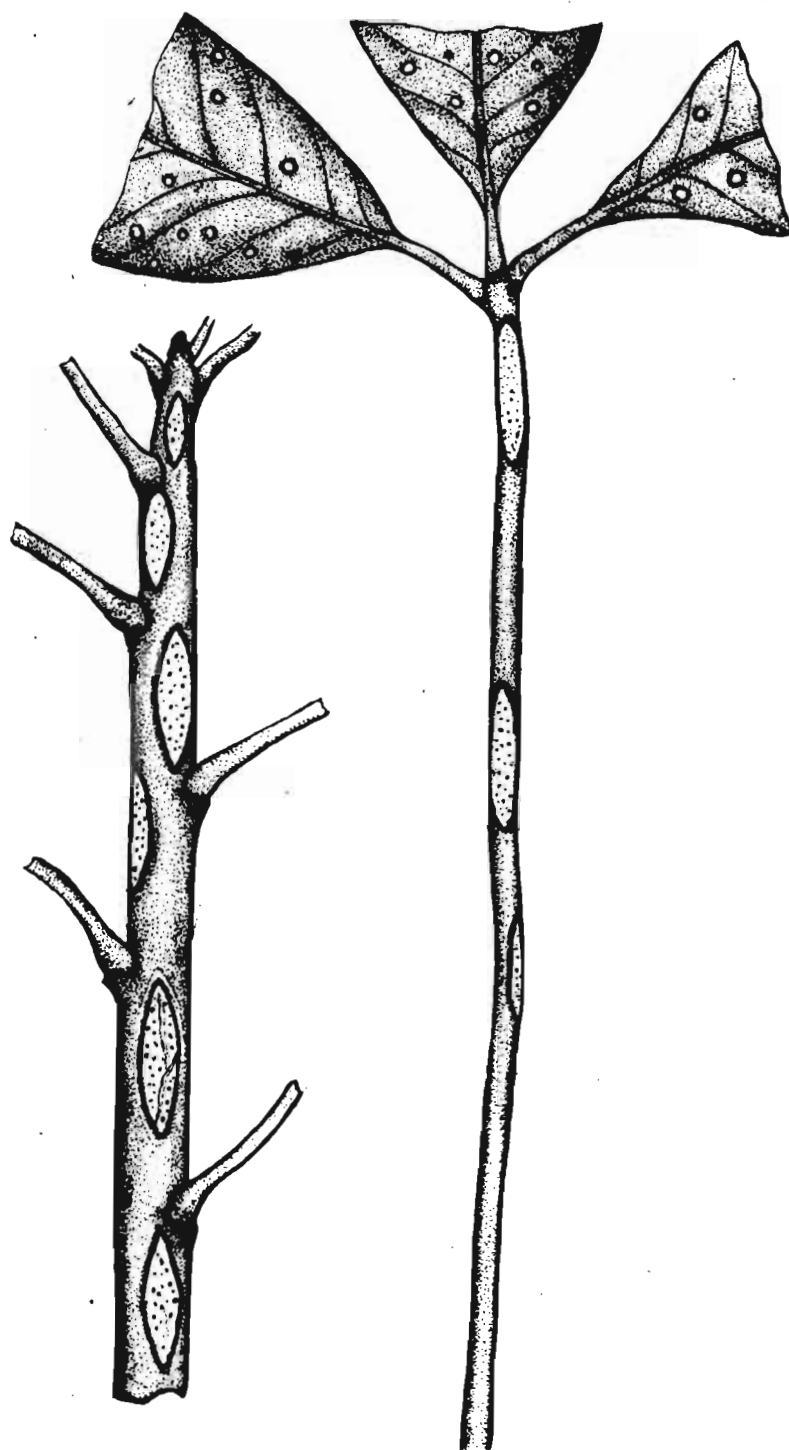


Fig. 9 et 10.- Aspect des lésions chancreuses sur jeunes rameaux d'hévéa atteints par la maladie.

champignon du type Gloeosporium. Sous l'action du parasite, les fruits noircissent et se ratatinent; les graines qu'ils contiennent s'altèrent profondément et se décomposent. Les jeunes fruits n'ayant pas atteint leur grosseur normale noircissent et tombent prématurément.

De telles attaques sont fréquentes dans les plantations des Terres Rouges, mais très sporadiques.

Sur fleurs, l'anthraxose n'a jamais été observée en A.E.F.

IV - LES PARASITES

L'anthraxose de l'hévéa est causée par deux champignons de la famille des Mélanconiales et appartenant l'un au genre Colletotrichum Corda(1857), l'autre au genre voisin Gloeosporium Desmazières et Montagne(1849). Ce sont G.heveae et G.albo-rubrum.

G.heveae, morphologiquement très voisin de G.albo-rubrum, s'en différencie par ses acervules de coloration brunâtre, ornées de soies rigides de coloration brunâtre mêlées aux stérigmates, tandis que celles du Gloeosporium, blanchâtres au début puis roses, d'aspect gluant, sont dépourvues de soies. Les conidies des deux espèces, hyalines, unicellulaires, cylindriques à subcylindriques, sont presque identiques.

Avant de décrire leurs caractères microscopiques sur support naturel, signalons qu'au cours d'examen macroscopiques et surtout microscopiques, nous avons constaté que sur les mêmes taches nécrotiques de feuilles et de rameaux atteints, les acervules du type Gloeosporium étaient les plus fréquentes pendant les périodes très humides tandis que dominaient les acervules du type Colletotrichum lorsque l'humidité était moins élevée. Ces observations nous ont amené à penser que les deux champignons responsables n'étaient probablement qu'une seule espèce de Colletotrichum et que les fructifications du type Gloeosporium constituaient une forme évolutive de transition du Colletotrichum liée aux conditions du milieu. Des études méthodiques entreprises au laboratoire ont permis de confirmer cette hypothèse et seront exposées dans d'autres chapitres. Nous considérons ci-après les deux champignons comme distincts tels qu'ils ont été décrits par les différents auteurs.

-CARACTERES MICROSCOPIQUES-

-MYCELIUM-

Les coupes transversales pratiquées au niveau des taches nécrotiques de feuilles, rameaux et fruits, affectés par G.heveae et G.albo-rubrum mettent en évidence la présence de mycélium dans les tissus atteints. Au début sous-cuticulaire, il pénètre rapidement dans les tissus profonds s'orientant suivant une direction plus ou moins perpendiculaire par rapport à la surface externe du substrat. Sa position dans les tissus non encore altérés est toujours intercellulaire, mais les

.....

hyphes peuvent occasionnellement pénétrer les cellules altérées et devenir intracellulaires.

La forme du mycélium, sa coloration, ainsi que sa position dans les tissus de l'hôte sont identiques pour les deux champignons. Septé, vigoureux et incolore, il se développe au début sous la cuticule des feuilles ou l'épiderme des rameaux et des fruits, parallèlement à la surface du substrat. Il s'épaissit par endroits et les hyphes superposées forment un stroma qui, par sa pression, provoque la déchirure, en lambeaux ou suivant une fente, de l'épiderme ou de la cuticule. A ce niveau, les parois du mycélium s'épaississent et brunissent au contact de l'air; les acervules apparaissent et leur surface libre se couvre de nombreux stérigmates courts et incolores sur les extrémités desquels naissent les conidies, organes de propagation de la maladie.

Le mycélium pénètre profondément dans le tissu palissadique des feuilles, le tissu cortical des rameaux et le péricarpe des fruits, cheminant entre les cellules à travers la membrane mitoyenne et les méats des tissus. A son contact, les cellules s'altèrent, brunissent et meurent; il peut alors franchir leur membrane et devenir intracellulaire. Dans les tissus profonds, les hyphes sont incolores, devenant brunâtres lorsque l'altération est déjà ancienne. Leur forme et leurs dimensions varient suivant leur position : cylindriques ou à contour irrégulier, cloisonnées transversalement et ramifiées, elles mesurent 2 à 7 μ de diamètre.

-ACERVULES-

Les acervules de C. heveae apparaissent sur les taches nécrotiques des feuilles, des rameaux et des fruits. Généralement épiphylls, rarement hypophylls, elles sont éparées, disposées irrégulièrement et en nombre réduit à la surface des petites taches nécrotiques, très nombreuses et en zones concentriques sur les grandes taches des feuilles développées. Sur les taches des rameaux, leur répartition est irrégulière; sur fruits, elles sont très denses. En début de formation, couvertes par la cuticule ou l'épiderme, elles apparaissent à la loupe sous forme de petites pustules ovales ou arrondies, légèrement bombées. Sous la pression exercée par le stroma, la cuticule et l'épiderme sont déchirés, les acervules deviennent aériennes et prennent une coloration brunâtre; de forme arrondie ou ovale, plates ou légèrement bombées, elles mesurent 100 à 250 μ de diamètre. En coupe transversale, leur stroma, de 25 à 35 μ d'épaisseur est formé de deux à quatre assises de cellules superposées à contour grossièrement arrondi ou polygonal et à parois épaisses brunâtres surtout dans la couche superficielle. Leur surface est tapissée de nombreux conidiophores courts mesurant 20-30 x 3-5 μ , unicellulaires, hyalins, vigoureux, dressés, effilés au sommet, sur lesquels naissent les conidies. Les acervules de C. heveae sont munies de soies en nombre variable (cinq à douze par acervule), rigides, longues et dressées, droites ou légèrement courbes, brun noir, fuligineuses, effilées au sommet, enfilées à la base, munies d'une ou deux cloisons transversales, moins souvent trois, elles mesurent 50-100 x 4-7 μ , dépassant rarement 120 μ de longueur.

Les acervules de Gloeosporium albo-rubrum, généralement isolées,

isolées, rarement confluentes, apparaissent sur les taches nécrotiques des feuilles, rameaux et fruits et sont au début sous-cuticulaires ou sous-épidermiques, ovales, arrondies ou légèrement bombées. Après la déchirure de la cuticule, elles prennent une coloration blanc rosâtre puis rose, d'aspect gluant. Leur diamètre varie de 100 à 220 μ . Le stroma, de 25 à 35 μ , est formé de deux à quatre couches de cellules superposées, à contour irrégulièrement arrondi, ou polygonales, et à membrane épaisse et incolore. Leur surface est tapissée de nombreux stérigmates (ou nonidiophores) dressés, de 20-30 x 3-4 μ , unicellulaires, incolores, aux extrémités effilées sur lesquelles prennent naissance les conidies. Elles sont dépourvues de soies rigides.

La coloration rose des acervules ainsi que l'absence de soies permettaient de différencier G.albo-rubrum de G.heveae.

-CONIDIES (Fig.11)

Les conidies de G.heveae sont hyalines, unicellulaires, cylindriques, subcylindriques à oblongues, droites, parfois légèrement courbes, avec l'une des extrémités arrondie et la base légèrement acuminée. A l'état jeune, leur cytoplasme contient une à trois gouttelettes lipidiques réfringentes; lorsqu'elles sont mûres, le contenu cytoplasmique est granuleux.

Leurs dimensions sont variables :

Sur feuilles : 16-31 x 5-6 (Moy.: 23,9 x 5,8) μ .

Sur rameaux : 14-24 x 5-7 (Moy.: 17,2 x 5,4) μ .

Sur pétioles : 16-22 x 5-5,5 (Moy.: 18,7 x 5,6) μ .

Sur fruits : 14-30 x 5-6 (Moy.: 21,3 x 5,1) μ .

Les conidies de G.albo-rubrum sont également unicellulaires, incolores, cylindriques à cylindriques-oblongues, les deux extrémités sont arrondies ou bien l'une est légèrement acuminée; droites ou légèrement courbes, parfois même légèrement constrictées au milieu. Jeunes, elles sont uni à pluriguttulées; à cytoplasme granuleux pour la plupart quand elles sont mûres. Leurs dimensions sont les suivantes :

Sur feuilles : 18-28 x 4-5 (Moy.: 23,3 x 4,5) μ .

Sur rameaux : 16-29 x 4-6 (Moy.: 21,5 x 4,9) μ .

Sur fruits : 16-30 x 4-5 (Moy.: 22,3 x 4,4) μ .

En comparant les conidies de G.heveae à celles de G.albo-rubrum, on note une ressemblance morphologique telle qu'il est impossible de les différencier. Leurs dimensions sont presque identiques, celles de G.albo-rubrum étant légèrement plus étroites; les moyennes ainsi que les extrêmes de leur longueur sont sensiblement comparables.

V - LES CHAMPIGNONS en CULTURE-

-ETUDE des CARACTERES CULTURAUX MICROGRAPHIQUES et BIOMETRIQUES-

G.heveae et G.albo-rubrum se développent facilement sur milieux nutritifs variés. Leur isolement a été effectué à partir de taches nécrotiques de feuilles et de rameaux atteints par prélèvement aseptique de

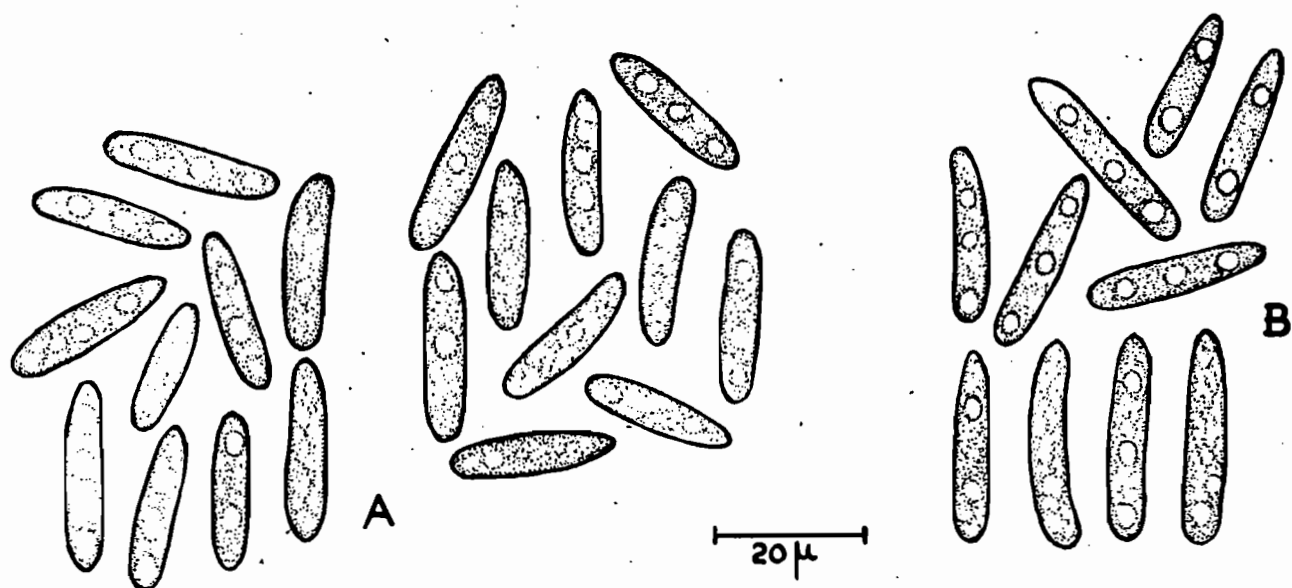


Fig. II.- A : Aspect des conidies de C.heveae prélevées sur feuilles d'hévéa.

B : Aspect des conidies de G.albo-rubrum, également sur feuilles.

conidies sur les acervules portant des soies pour le Colletotrichum et sur les acervules rose saumon clair pour le Gloeosporium. Les deux champignons ont été cultivés comparativement sur les milieux nutritifs suivants : Sabouraud, Lima bean agar, Potato dextrose agar, extraits de malt, Oaten meal agar, Bean pod agar, Prune agar et rameaux d'hévéa. Les cultures ont été soumises aux mêmes conditions de température (27°C).

COLLETOTRICHUM HEVEAE

- Sur Sabouraud (pH : 5,6).

Colonies à croissance rapide, envahissant la surface du milieu au bout de 4 à 5 jours. Mycélium aérien, vigoureux, floconneux, laineux au début blanc puis grisâtre et par plages, brun foncé à brun olivâtre. Plectenchyme au début brun clair, puis uniformément brun foncé à brun olivacé.

Au bout de 3 à 4 jours, apparition de nombreuses acervules au début blanc crème, puis rouge saumon clair, d'aspect gluant, glabres avec formation abondante de conidies retenues en masse par une substance mucilagineuse. Le 6^e jour, apparition d'acervules brunes, munies de soies (type Colletotrichum). Le 10^e jour, les acervules du type Gloeosporium disparaissent et sont remplacées par celles du type Colletotrichum en nombre croissant jusqu'au 20^e jour; elles couvrent alors la presque totalité de la surface du milieu.

Les acervules rouge saumon clair, d'aspect pionnotal, du type Gloeosporium, arrondies à ovales, légèrement bombées, mesurent 120 à 230 μ de diamètre. Les acervules brunes du type Colletotrichum, de forme arrondie à ovale, plus ou moins plates, mesurent 100 à 250 μ de diamètre; elles sont munies de nombreuses soies (5 à 30 par acervule), noir fuligineux, à sommet effilé, munies d'une à trois cloisons transversales, et mesurent 60-140 x 4-6 μ .

Les conidies sont abondantes, incolores, unicellulaires, cylindriques à oblongues, parfois légèrement rétrécies vers l'équateur, à sommet arrondi et à base faiblement acuminée, à cytoplasme granuleux, ou parfois avec une à trois gouttelettes lipidiques. Dimensions : 16-24 x 4-4,5 (Moy. : 19,3 x 4,4) μ . Aucune différence n'a été constatée dans les dimensions des conidies prélevées sur acervules glabres et sur acervules munies de soies.

Le mycélium jeune est incolore, cylindrique, cloisonné transversalement, très ramifié; en vieillissant, il devient brunâtre, très articulé, parfois même tonnelé, et le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles arrondies; il mesure 5-10 μ de diamètre. Présence de chlamydospores intercalaires et acrogènes, uni et bicellulaires, à membrane lisse, incolores ou brunâtres.

Sur les cultures âgées de plus d'un mois : présence de périthèces de Glomerella cingulata.

- Sur Lima bean agar (pH : 5,6)

Colonies à croissance rapide ; mycélium aérien nul ou à végétation aérienne pauvre, de coloration blanche, devenant floconneux au centre, lisse et blanc crème vers la périphérie, d'aspect gluant, avec formation abondante d'acervules rouge saumon pâle, à disposition concentrique.....

et très denses, donnant à la culture l'aspect d'une colonie bactérienne. Absence totale d'acervules portant des soies jusqu'au 10^e jour, puis apparition de quelques acervules bruns avec soies du type Colletotrichum, dont le nombre augmente progressivement jusqu'au 20^e jour et au delà, tandis que le nombre d'acervules glabres diminue progressivement pour disparaître complètement sur les cultures âgées de plus de 25 jours. A partir du 10^e jour, la surface de la colonie se couvre d'un feutrage mycélien blanc, lâche et léger, qui devient grisâtre au bout du 20^e jour, puis gris souris sur les cultures âgées de plus d'un mois.

Acervules glabres du type Gloeosporium, rouge saumon clair, très abondantes jusqu'au 15^e jour, puis en nombre diminuant progressivement pour disparaître sur les cultures âgées où elles sont remplacées par les acervules du type Colletotrichum. Bombées, gluantes, ovales, elles mesurent 100 à 250 μ de diamètre. Formation très abondante de conidies maintenues en masse par une substance mucilagineuse.

Acervules bruns à noirs, munies de soies du type Colletotrichum, nombreuses à partir du 20^e jour, de forme arrondie ou ovale, mesurant 130-250 μ de diamètre, munies de trois à quatre soies érigées, droites à légèrement flexueuses, noir fuligineux, à sommet aigu, de 60-120 $\times$ 4-6 μ , avec une à trois cloisons transversales.

Conidies très abondantes, incolores, cylindriques à oblongues, au sommet arrondi et à base acuminée, à contenu cytoplasmique granuleux, avec parfois une à trois vacuoles arrondies. Dimensions : 14-32 $\times$ 3,5-5 (Moy. : 19,5 $\times$ 4,4) μ .

Mycélium incolore, cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié, légèrement brunâtre en vieillissant, avec de nombreuses vacuoles arrondies. Son diamètre varie de 3 à 6 μ . Absence de chlamydospores. Formation de périthèces de la forme ascogorée Glomerella cingulata.

- Sur Potato dextrose agar (pH : 5,6)

Colonies à croissance rapide, envahissant la surface du milieu au bout de quatre à cinq jours. Mycélium aérien, vigoureux, duveteux, laineux, au début blanc, puis gris foncé devenant au bout de quinze jours brun olivacé avec une plage centrale gris foncé. Méctenchyme épais, uniformément brun olivacé.

Apparition d'acervules glabres, rouge saumon clair du 4^e au 10^e jours; puis formation abondante d'acervules noires avec soies en nombre croissant avec l'âge des cultures et disparition progressive des acervules glabres du type Gloeosporium. Les deux types d'acervules mesurent 100-250 μ de diamètre et les soies, 80-140 $\times$ 5-7 μ ; celles-ci portent une à trois cloisons transversales.

Conidies abondantes, unicellulaires, cylindriques à oblongues, à contenu protoplasmique granuleux, parfois avec une à trois gouttelettes lipidiques. Elles mesurent 16-27 $\times$ 4-6 (Moy. : 21,5 $\times$ 4,9) μ . Aucune différence dans les dimensions des conidies prélevées sur les deux types d'acervules.

Mycélium jeune, incolore, cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié; en vieillissant, il devient brunâtre à brun olivâtre, très articulé, à contour irrégulier, parfois même tonnelé, à membrane épaisse (Fig. 12). Son diamètre varie de 3 à 12 μ . Présence de nombreuses

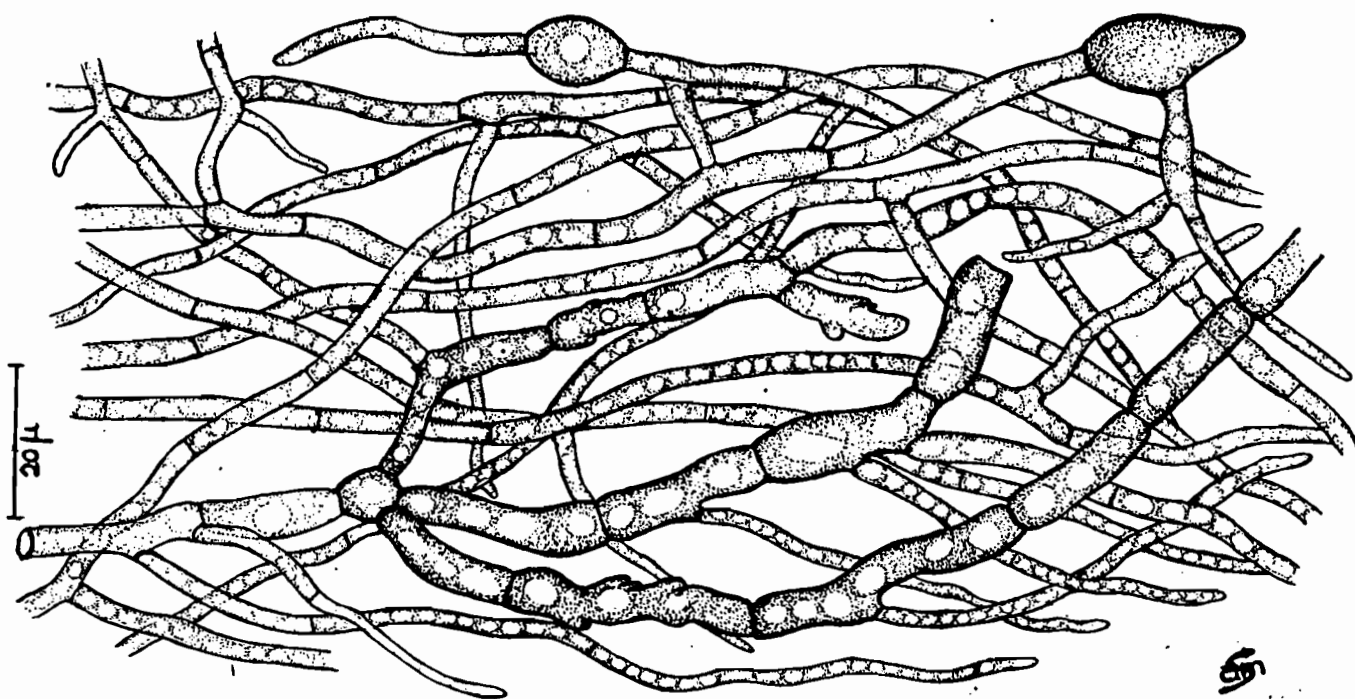


Fig. 12.- Aspect du mycélium en culture sur milieu Potato dextrose agar
âgée de 10 jours.

chlamydospores mycéliennes intercalaires et acrogènes, au début incolores puis brunâtres, à membrane épaisse, et lisses on surface. Formation de quelques périthèces.

- Sur extrait de malt -

Colonies à croissance lente au début, à végétation aérienne pauvre, formant une pellicule blanc crème d'aspect gluant donnant l'apparence d'une colonie bactérienne. A partir du 4^e ou 6^e jour, la colonie se couvre d'un feutrage mycélien lâche, peu vigoureux, blanchâtre, devenant au bout de 8 à 10 jours brun noir olivacé avec, parfois, une plage centrale blanchâtre. Bien qu'en général la végétation mycélienne est chétive, on observe dans certaines cultures un mycélium aérien, vigoureux, floconneux, au début blanc, puis noir olivacé, et, par plages, blanchâtre. Plectenchyme mince, lâche, au début incolore, puis brunâtre.

Du 4^e au 10^e jours, formation abondante d'acervules glabres, de coloration blanc crème, d'aspect gluant, bombées, atteignant jusqu'à 500 μ de diamètre et disposées concentriquement ou irrégulièrement à la surface du substrat; puis diminution progressive des acervules glabres et apparition d'acervules noires, munies de soies; progressivement, toutes les acervules glabres blanc crème brunissent et portent des soies. Sur les cultures âgées de 20-30 jours, on ne trouve que des acervules du type Colletotrichum, globuleuses, mesurant 150-300 μ de diamètre.

Conidies incolores, unicellulaires, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux, avec parfois une à trois gouttelettes lipidiques. Dimensions : 14-21 x 4-6 (Moy. : 18,5 x 5,4) μ .

Mycélium jeune incolore, devenant légèrement brunâtre en vieillissant, cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié, à protoplasme contenant de très nombreuses vacuoles arrondies. Son diamètre varie de 2 à 8 μ . Absence de chlamydospores mycéliennes. Formation de périthèces de G.cingulata sur les cultures âgées de plus de 20 jours.

- Sur Corn meal agar (pH : 5,6).

Colonies à croissance lente, à végétation aérienne pauvre, lâche au début, formant une pellicule lisse d'aspect gluant donnant l'apparence d'une colonie bactérienne. Au bout du 4^e jour, apparition en surface d'un feutrage mycélien blanc, chétif, lâche, de coloration uniformément blanchâtre, devenant noir olivacé au bout du 6^e jour, avec persistance du feutrage blanchâtre par petites plages. Plectenchyme mince à très mince uniformément noir olivacé.

Apparition d'acervules blanc crème, glabres, à partir du 4^e jour, généralement peu nombreuses et de quelques rares acervules brun noir à soies du type Colletotrichum, mesurant 100 à 250 μ de diamètre. En général, les acervules, aussi bien du type Gloeosporium que du type Colletotrichum, sont peu nombreuses.

Conidies abondantes, hyalines, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux, parfois uni à triguttulées, mesurant 14-23 x 4-6 (Moy. : 17,1-5,2) μ .

Mycélium jeune incolore; en vieillissant, il devient brunâtre à brun olivâtre, cylindrique, cloisonné transversalement et peu ramifié.

.....

Le cytoplasme contient de nombreuses vacuoles arrondies. Diamètre: 3-8 μ .
Formation de quelques périthèces de Glomerella cingulata sur les cultures âgées de plus de 15 jours.

-Sur Bean pod agar (pH : 5,6)

Mycélium aérien peu développé, chétif, à croissance très lente, formant une colonie à peine visible et discontinue, à végétation très pauvre, d'aspect farineux, poudreux, de coloration blanche. Plectenchyme nul ou formant une pellicule brillante, incolore et très mince.

Formation d'acervules glabres du type Gloeosporium, blanc crème, d'aspect gluant à partir du 6^e jour, et en nombre très réduit. Absence totale d'acervules à soies du type Colletotrichum même dans les cultures âgées de plus d'un mois. Présence de quelques périthèces de Glomerella cingulata.

Conidies peu abondantes, incolores, unicellulaires, cylindriques, à cytoplasme granuleux, rarement uni à pluriguttulées, mesurant 14-21 x 3,5-5 (Moy.: 17,4 x 4,4) μ .

Le mycélium jeune est incolore, légèrement brunâtre en vieillissant, cylindrique, cloisonné transversalement et peu ramifié, de 3 à 7 μ de diamètre. Absence de chlamydospores.

-Sur Prune agar (pH : 5,6)

Colonies à croissance très lente. Mycélium aérien nul. Le mycélium rampant à la surface du milieu forme une pellicule très mince à peine visible, incolore, d'aspect gluant.

Acervules rares à très peu nombreuses, glabres, blanc crème d'aspect gluant. Acervules à soies absentes, même dans les cultures âgées.

Conidies peu nombreuses, unicellulaires, incolores, cylindriques, à cytoplasme granuleux, rarement guttulé. Dimensions : 14-28 x 4-6 (Moy.: 17,8 x 5,2) μ .

Absence de périthèces.

-Sur rameau d'hévéa

Mycélium à croissance rapide, à végétation vigoureuse, duveteux, floconneux, de coloration au début blanchâtre; puis au bout de 4-6 jours ayant envahi la surface du rameau, il devient gris souris, puis brun foncé à olivâtre, avec des plages demeurant grises.

Acervules du type Gloeosporium très abondantes du 6^e au 15^e jours de coloration rouge saumon clair, bombées et d'aspect gluant. Acervules à soies nombreuses à très nombreuses, surtout sur cultures âgées de plus de 15 jours. Le nombre des acervules glabres diminue progressivement du 15^e au 30^e jours, puis on n'en trouve que très rarement. Celles à soies prédominent nettement.

Conidies abondantes à très abondantes, unicellulaires, incolores, cylindriques à oblongues, à protoplasme granuleux, rarement uni à pluriguttulé. Dimensions : 14-24 x 4,5-7 (Moy.: 20,1 x 5,8) μ .

Le mycélium jeune est incolore puis en vieillissant, il devient brunâtre à brun olivâtre, cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié, très articulé, par endroits tonnelé, à membrane brune et épaisse. Présence de nombreuses chlamydospores mycéliennes, intercalaires et...

acrogènes. Le diamètre du mycélium varie de 3 à 12 μ .

Formation abondante de périthèces de Glomerella cingulata.

GLOEOSPORIUM ALBO-RUBRUM

-Sur Sabouraud-

Mycélium à croissance rapide envahissant la surface du milieu au bout de 3 à 5 jours, vigoureux, floconneux, laineux, blanc au début, puis gris cendré et par plages brun foncé à brun olivâtre. Mésentenchyme épais, au début brunâtre puis brun olivacé.

Acervules nombreuses apparaissant sur les cultures âgées de 4 à 5 jours, très abondantes du 6^e au 10^e jours, glabres, de coloration blanc crème, puis rouge saumon clair. Apparition d'acervules à soies brunâtres du type Colletotrichum, en nombre croissant, du 10^e au 25^e jours, tandis que les acervules de Gloeosporium deviennent rares; les soies sont rigides, à sommet effilé, fuligineuses, munies d'une à trois cloisons transversales et mesurant 70-150 x 4-6 μ .

Conidies très abondantes, unicellulaires, incolores, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux, parfois uni à triguttulé. Dimensions : 14-28 x 3,5-5 (Moy. : 19,8 x 4,9) μ .

Mycélium incolore au début, devenant brunâtre en vieillissant, très articulé, parfois même tonnelé, à membrane épaisse et brune, mesurant 3-8 μ de diamètre. Son cytoplasme contient de nombreuses vacuoles arrondies. Présence de chlamydospores mycéliennes intercalaires et acrogènes. Formation abondante de périthèces de G.cingulata sur les cultures âgées de plus de 15 jours.

-Sur Lima Bean Agar-

Colonies à croissance rapide. Mycélium à végétation aérienne, chétive, pauvre, de coloration blanche. Puis colonie floconneuse au centre, lisse et d'aspect gluant à la périphérie.

Formation abondante d'acervules glabres blanc crème au début, puis rouge saumon clair, donnant à la culture un aspect bactérien. La surface de la colonie se couvre au bout de 15 jours d'un léger feutrage mycélien lâche, au début blanc, devenant gris souris sur les cultures âgées de plus d'un mois. Présence de quelques acervules à soies à partir du 15^e jour et dont le nombre augmente progressivement avec l'âge de la culture, tandis que le nombre des acervules glabres diminue.

Conidies abondantes, incolores, cylindriques à oblongues, à contenu protoplasmique granuleux, rarement guttulé, mesurant 13-30 x 3,5-5,5 (Moy. : 20,3 x 4,7) μ .

Mycélium incolore, légèrement brunâtre en vieillissant, cylindrique et cloisonné transversalement, de 3,5 à 6 μ de diamètre. Absence de chlamydospores mycéliennes. Formation de périthèces de G.cingulata sur les cultures âgées de plus de 20 jours.

-Sur Potato dextrose Agar-

Colonies à croissance rapide, à mycélium aérien vigoureux, floconneux, blanc, devenant au bout de quelques jours gris foncé, gris souris puis brun foncé à brun olivacé avec des plages gris foncé. Plectenchyme

.....

épais, uniformément brun foncé, olivâtre.

Présence abondante d'acervules glabres, saumon clair du 4^e au 15^e jours, puis apparition en nombre croissant d'acervules à soies type Colletotrichum et disparition progressive des acervules glabres.

Conidies abondantes, incolores, unicellulaires, cylindriques à oblongues, à contenu protoplasmique granuleux, mesurant 14-31 x 3,5-5,8 (Moy. : 20,1 x 4,9) μ .

Mycélium jeune incolore, puis brunâtre en vieillissant, cylindrique, cloisonné transversalement et très ramifié, avec de nombreuses vacuoles, et mesurant 3-7 μ de diamètre.

Présence de périthèces de G.cingulata dans les cultures âgées de plus de 20 jours.

-Sur Corn meal agar-

Au début, formation d'une légère pellicule incolore très mince et lisse; au bout de 4-6 jours, apparition d'un feutrage mycélien pauvre, lâche, de coloration blanchâtre devenant vers le 8^e ou 10^e jour uniformément noir olivacé, avec parfois de petites plages blanches. Plectenchyme très mince, uniformément olivacé à reflet verdâtre.

Acervules glabres, blanc crème, gluantes à partir du 6^e jour et en nombre réduit. A partir du 15^e-16^e jours, apparition de quelques acervules à soies, de coloration brun foncé généralement peu nombreuses.

Conidies abondantes, unicellulaires, hyalines, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux, rarement uni à pluriguttulé, mesurant 14-28 x 3,5-6 (Moy. : 19,9 x 4,9) μ .

Mycélium jeune incolore, puis brunâtre en vieillissant, à membrane épaisse, cloisonné transversalement et peu ramifié, à vacuoles nombreuses. Son diamètre varie de 3 à 9 μ .

Formation de périthèces, en général peu nombreux, de la forme G.cingulata à partir du 20^e jour.

-Sur Bean pod agar-

Mycélium à croissance lente à peine visible formant au début une mince pellicule brillante qui, au bout de quelques jours, se couvre d'un léger feutrage blanc, à végétation très pauvre et discontinue, d'aspect farineux, poudreux. Plectenchyme nul ou très mince.

Formation d'acervules blanc crème, glabres, d'aspect gluant à partir du 6^e ou 8^e jour, et en nombre très réduit. Absence totale d'acervules à soies même dans les cultures âgées.

Conidies peu abondantes, incolores, unicellulaires, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux, mesurant 14-28 x 3,5-6 (Moy. : 20,7 x 4,8) μ .

Mycélium incolore légèrement brunâtre en vieillissant, cylindrique, cloisonné transversalement et peu ramifié, de 3-6 μ de diamètre. Absence de chlamydospores. Présence de quelques périthèces.

-Sur Prune agar-

Mycélium à croissance très lente, à végétation aérienne nulle. Il forme à la surface du milieu une pellicule très mince, à peine visible, d'aspect gluant.

Formation d'acervules en nombre très réduit, glabres, blanc crème d'aspect gluant.

Acervules avec soies, absentes, même dans les cultures âgées.

Conidies ^{oblongues} peu nombreuses, unicellulaires, hyalines, cylindriques à glabres, à cytoplasme granuleux. Dimensions : 14-27 x 3,5-5,7 (Moy.: 18,3 x 4,9) μ .

Mycélium incolore, cylindrique, peu ramifié, mesurant 3 à 8 μ de diamètre. Chlamydospores mycéliennes absentes.

-Sur rameau d'hévéa-

Mycélium à croissance rapide^{et} à végétation vigoureuse, floconneux, laineux, uniformément blanc au début, devenant au bout de 6-8 jours gris souris, puis brun foncé avec des plages gris souris. Plectenchyme épais, brun foncé.

Acervules glabres, rouge saumon clair, très nombreuses du 4^e au 15^e jours, puis apparition des acervules avec soies dont le nombre augmente sur les cultures âgées de plus de 15 jours.

Conidies très abondantes, unicellulaires, incolores, cylindriques à oblongues, à cytoplasme granuleux. Dimensions: 13-29 x 4-6 (Moy.: 20,5 x 4,8) μ .

Le mycélium jeune est incolore puis brumâtre, cloisonné et très ramifié. Chlamydospores mycéliennes très fréquentes.

Formation de périthèces de Glomerella cingulata.

-RESULTATS de l'ETUDE COMPARATIVE des DEUX CHAMPIGNONS

en CULTURE PURE sur DIFFERENTS MILIEUX NUTRITIFS-

L'étude comparative de G. heveae et G. albo-rubrum en culture pure sur les mêmes milieux nutritifs et dans les mêmes conditions de température a permis de mettre en évidence que :

1^{re}/ Leurs caractères macroscopiques, et plus particulièrement la croissance et la vigueur du mycélium ainsi que l'aspect et la coloration des colonies, sont identiques sur les mêmes milieux à tel point qu'il est impossible de les différencier.

2^{re}/ Sur tous les milieux employés à l'exception de Bean pod agar et Prune agar, G. heveae et G. albo-rubrum forment à la fois des acervules glabres et gluantes du type Gloeosporium et des acervules brunes avec soies du type Colletotrichum. Les premières se forment en général sur les jeunes cultures en pleine croissance, et les acervules à soies, sur les cultures âgées à croissance plus lente; souvent, sur certains milieux, les deux types d'acervules coexistent durant toute l'évolution du champignon.

Sur Bean pod agar et Prune agar, les deux champignons produisent uniquement des acervules glabres et gluantes durant toute leur évolution. Il en ressort que la présence d'acervules glabres et à soies n'est pas un caractère morphologique déterminant les deux genres, mais un caractère lié étroitement au stade évolutif de ces deux champignons, ainsi qu'à la nature et à la richesse du substrat. Elle démontre également leur affinité morphologique.

3^{re}/ Les conidies se forment abondamment chez les deux champignons et leur forme est identique.

Les moyennes des dimensions des spores indiquées dans le tableau

ci-après, établies après mesure de cent conidies prélevées sur chaque milieu et pour chaque champignon, ne présentent que des écarts très faibles qui ne permettent pas de les différencier.

-TABLEAU I-

MILIEU de CULTURE	MOYENNES des DIMENSIONS des CONIDIES (µ)	
	<u>G. heveae</u>	<u>G. albo-rubrum</u>
Sabouraud	19,3 x 4,4	19,8 x 4,9
Lima bean agar	19,5 x 4,4	20,3 x 4,7
Potato dextrose agar	21,5 x 4,9	20,1 x 4,9
Extrait de malt	18,3 x 5,4	-
Corn meal agar	17,1 x 5,2	19,9 x 4,9
Bean pod agar	17,4 x 4,4	20,7 x 4,8
Prune agar	17,8 x 5,2	18,3 x 4,9
Rameau d'hévéa	20,1 x 5,8	20,5 x 4,8

Les moyennes générales des dimensions des conidies sont les suivantes :

G. heveae : 18,8 x 4,9 µ.

G. albo-rubrum : 19,9 x 4,8 µ.

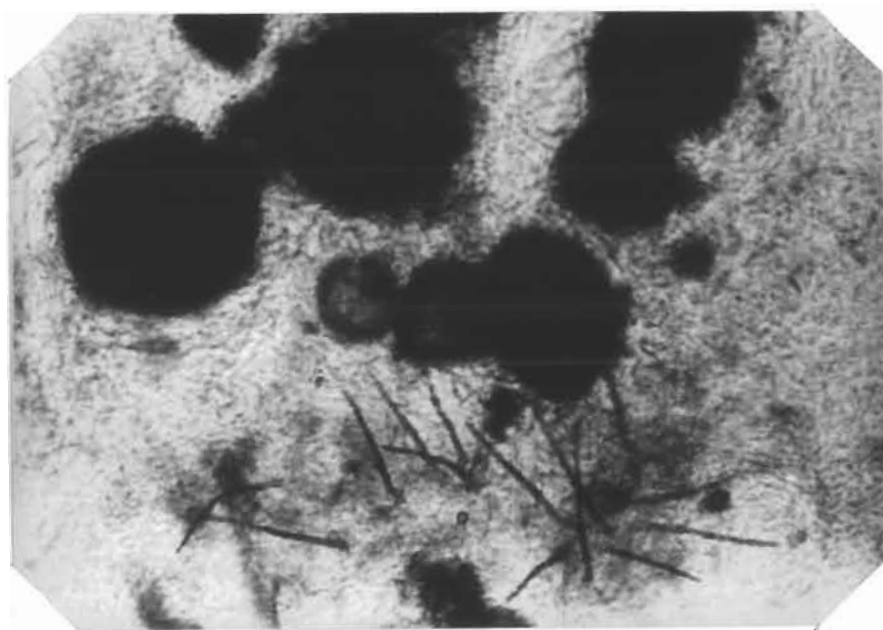
Dans tous les milieux de culture à l'exception de Prune agar, G. heveae et G. albo-rubrum produisent plus ou moins abondamment des périthèces identiques de Glomerella cingulata qui est la forme parfaite des deux champignons. Ainsi que nous le verrons plus loin, la forme ascospore obtenue en culture présente les mêmes caractères morphologiques pour les deux champignons, ce qui permet de penser qu'ils ne forment en réalité qu'une seule et même espèce.

VI.- LA FORME ASCOSPORE : Glomerella cingulata (Ston.) Sp. et Schr.

G. heveae et G. albo-rubrum de la famille des Mélanconiales se rattachent à une forme périthéciale appartenant au genre Glomerella (Pyrénomyète, Sphériale) dont l'espèce type est Glomerella cingulata qui a pour forme conidienne type Colletotrichum gloeosporioides Penz. (*)

Jusqu'ici la forme ascospore de G. heveae et G. albo-rubrum n'a pas été trouvée en Oubangui-Chari sur les feuilles, rameaux et fruits d'hévéas atteints par la maladie. Par contre, les périthèces de G. cingulata ont été obtenus au bout de 15-20 jours dans les cultures de G. heveae et G. albo-rubrum isolés à partir des feuilles et rameaux atteints, en nombre plus ou moins important suivant la nature du substrat; leur ébauche se dessine sur les jeunes cultures de 6 à 10 jours. On observe souvent la présence simultanée de périthèces et d'acervules avec des conidies. Les périthèces obtenus dans les cultures des deux champignons sont morphologiquement

(*) PENZIG(O.).- Fungi agrumicoli, II, 6(124 pp., 136 pl., Padua, 1882).



Phot. JC

Fig. 13.- Périthèces de Glomerella cingulata et acervules avec soies en culture sur milieu Potato dextrose agar âgée de 10 jours. Gr.: x 250.

identiques, et leurs forme et dimensions, ainsi que celles des asques et ascospores, que nous décrivons ci-après, correspondent à Glomerella cingulata.

PERITHÈCES (Fig. 14).

Ils naissent de la fusion de deux filaments mycéliens qui croissent l'un à côté de l'autre. On observe en effet que la formation du périthèce débute par un petit peloton d'hyphes enroulées en spirale et constitué de deux assises: l'assise externe forme la paroi du périthèce et l'assise interne le tissu ascogène. L'extrémité d'un 3^e rameau d'hyphes situé dans cette région fusionne avec les cellules terminales des assises (plasmogamie). Il se produit une migration de noyaux, d'où naît une cellule à deux noyaux (dicaryon). D'après certains auteurs, les périthèces jeunes renferment quelques cellules binucléées mais une seule est capable d'émettre des hyphes ascogènes, d'après le type de formation en crochets.

Les périthèces sont isolés ou le plus souvent groupés en plusieurs éléments (parfois 25) presque coalescents, constituant de place en place des petits amas noirs en partie enfoncés dans un plectenchyme formé d'un réseau d'hyphes brunes densément enchevêtrées. Ils sont soit globuleux à subglobuleux, mesurant 100 à 300 μ de diamètre, et munis d'un ostiole papilleux distinct; soit le plus souvent piriformes à lagéniformes, mesurant 150-300 x 100-200 μ , munis d'un rostre allongé droit ou légèrement courbe pouvant atteindre 100-160 μ de long et 40-60 de large. Leur coloration est brune à brun foncé sauf dans la région de l'ostiole dont la paroi est claire presque hyaline. Leur paroi est membraneuse et composée de deux couches: une couche externe, formée de deux assises superposées de grandes cellules polygonales ou à contour irrégulier, à membrane peu épaisse et de coloration brunâtre; une couche interne délicate, formée de trois à quatre assises de cellules hexagonales à parois minces et incolores occupant les parties basale et sublatérale de la cavité périthéciale, et qui constitue le tissu ascigène sur lequel prennent naissance les asques et quelques rares paraphyses.

L'ostiole des périthèces globuleux formant une papille distincte est constitué de cellules petites et à membrane mince, tandis que les périthèces piriformes et lagéniformes ont un rostre allongé de coloration plus claire, presque hyalin, constitué de cellules allongées et incolores, et dont la surface est souvent garnie d'hyphes formant des soies, alors que la périthèce lui-même est glabre. Le pore arrondi et les parois internes du canal du rostre sont garnis de périphyses filiformes, unicellulaires et incolores (Fig. 15).

ASQUES (Fig. 16, A).

Ils tapissent les parois internes de la partie basale et sublatérale de la cavité du périthèce. En général peu nombreux, ils sont disposés parallèlement les uns à côté des autres, accompagnés de quelques paraphyses délicates qui ne sont visibles que dans les périthèces très jeunes et disparaissent dans les périthèces mûres, où elles se transforment très précocement en un mucus: c'est pour cette raison que les auteurs ont décrit G. cingulata avec des asques dépourvus de paraphyses.

Les asques sont claviformes à subcylindriques, courtement pédicellés,.....

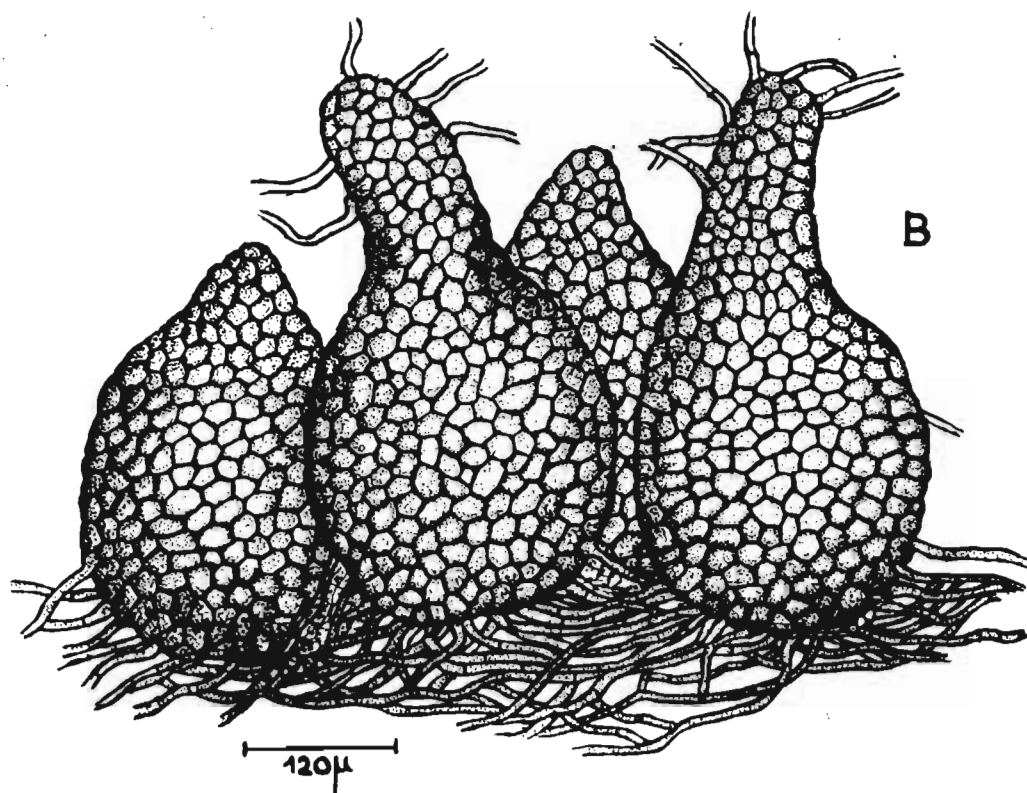
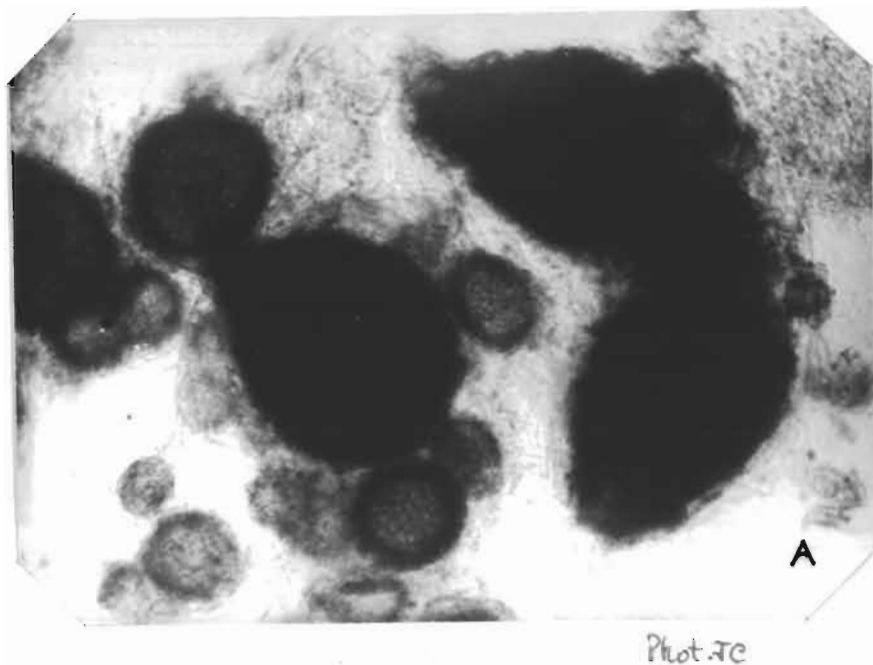


Fig. 14.-- A : Périthèces de Glomerella cingulata en culture sur milieu. Potato dextrose agar âgée de 15 jours.
 B : Groupe de périthèces de G. cingulata prélevés sur milieu Lima bean agar.

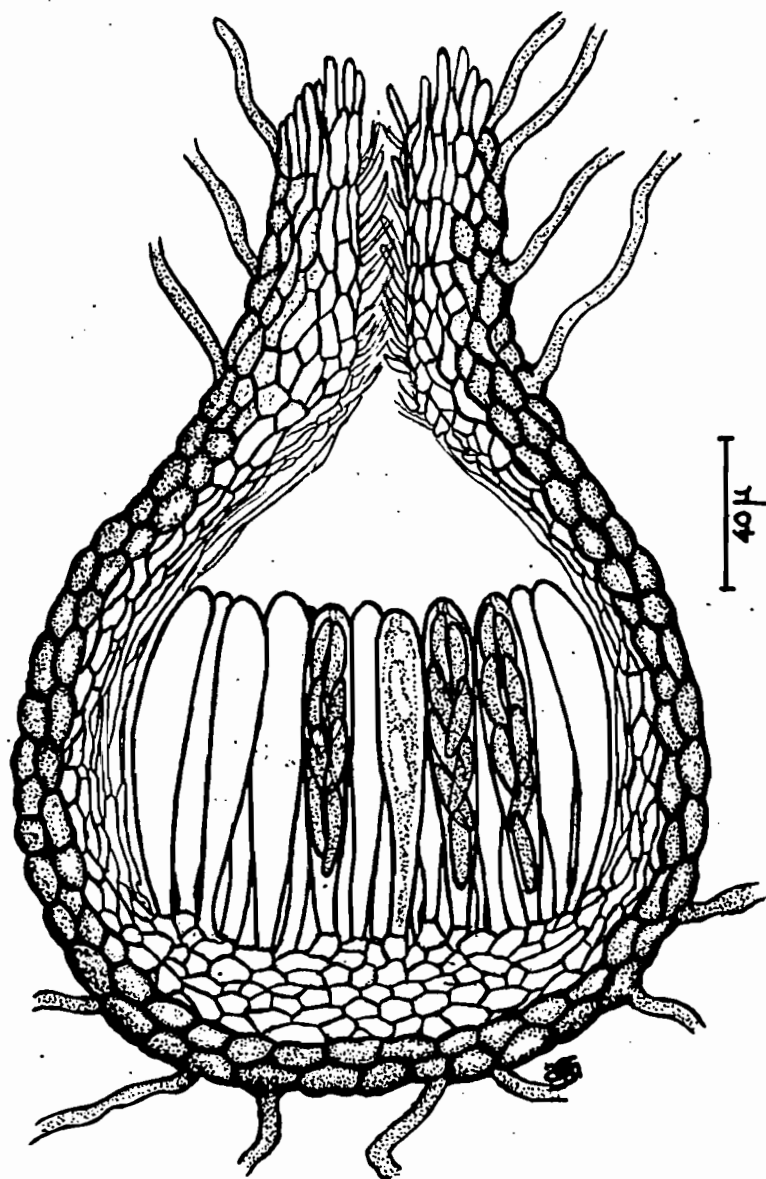


Fig. 15.- Coupe d'un périthèce de G.cingulata.

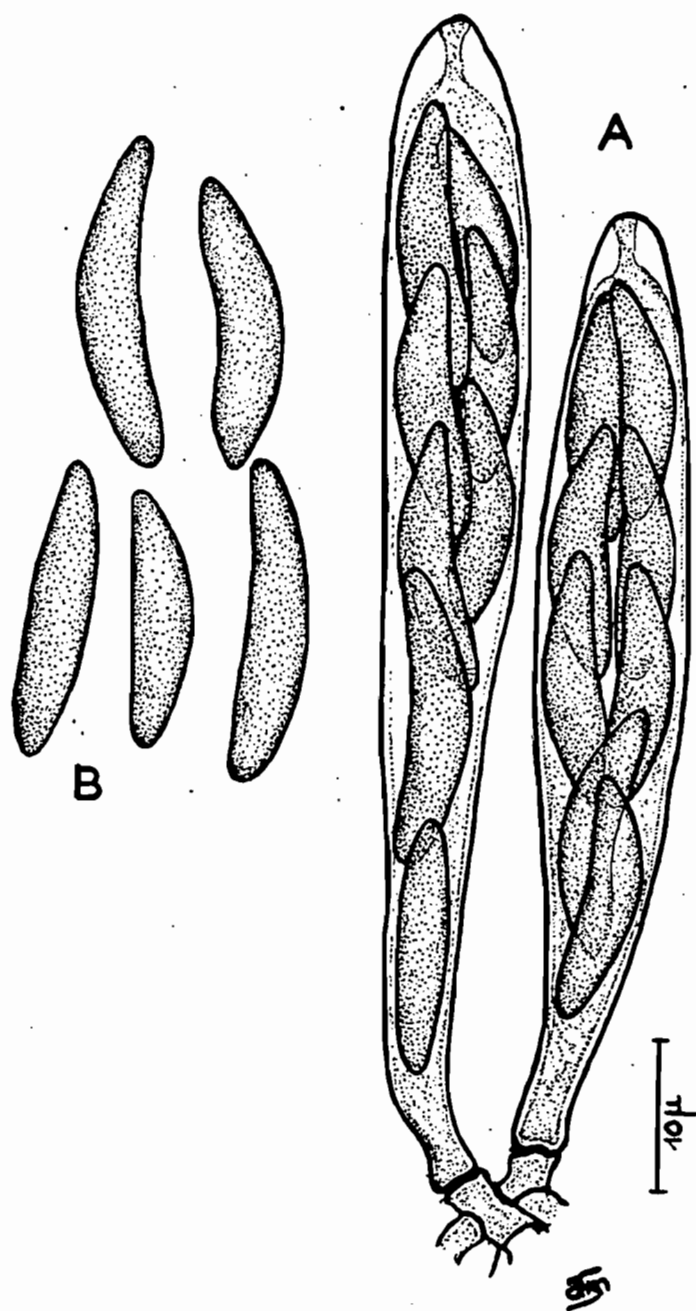


Fig. 16.- A : Asques de G. cingulata.
B : Ascospores.

à apex arrondi et à membrane épaisse où l'on observe un appareil apical simple. Par contre, la paroi latérale de l'asque est mince et délicate. Ils contiennent dans la plupart des huit ascospores disposées en deux rangées le long de la cavité ascale, ou subdistiches; les asques à quatre, cinq ou six ascospores sont rares. Leurs dimensions varient de 50 à 75 x 9 à 10 μ .

ASCOSPORES (Fig. 16, B).

Jeunes, elles sont hyalines, pluriguttulées ou munies le plus souvent d'une grosse gouttelette lipidique réfringente. A maturité, elles deviennent subhyalines à faiblement jaunâtres et à contenu protoplasmique granuleux. Unicellulaires, fusiformes à naviculaires, droites ou légèrement courbes, aux extrémités obtuses, elles mesurent 15-21 x 3,5-5 (Moy.: 17,6 x 4,5) μ .

VII. - QUELQUES CONSIDERATIONS sur G. CINGULATA et ses FORMES CONIDIENNES:

: COLLETOTRICHUM et GLOEOSPORIUM -

Glomerella cingulata (Strom.) Sp. et Schr. est une espèce très polyphyte répandue dans le monde entier, à laquelle sont rattachés deux genres de la famille des Mélanconiales : Colletotrichum et Gloeosporium.

G. cingulata fut tout d'abord décrite comme étant la forme parfaite du Colletotrichum gloeosporioides Penz. sur Citrus. G. camelliae Massée, parasite des théiers, lui est également rattaché, ainsi que plusieurs espèces de Gloeosporium et de Colletotrichum. Citons entr'autres : Gloeosporium theae Zimm., sur théier; G. mangifera Henn., sur manguier; G. limetticolum Claus. sur Citrus; Colletotrichum nigrum Ell. et Huls., sur piment; G. rufomaculans (Berk.) Thum.; G. versicolor B. et C.; G. carverii Ell. et Huls.; etc...

Elle a été également signalée sur d'autres plantes, telles que le poivrier et l'avocatier. D'après SHAR et WOOD (53), elle existe sur la plupart des Citrus, le néflier du Japon, le figuier, le piment, la tomate, le cacaoyer, le manguier, le caféier, le goyavier, le vanillier, etc... Sans toutefois pouvoir prouver avec exactitude sa détermination, on l'a citée aussi sur : hévéa, passiflore, bananier, jujubier, pavot, etc... En Europe, G. cingulata est très fréquente sur les arbres fruitiers comme responsable d'une pourriture amère des fruits.

Il s'agit donc d'une espèce très polyphage qui renferme certainement un certain nombre de races ou de formes adaptées sur différents hôtes.

Sa polyphytie lui a valu une importante synonymie établie par ARX et MULLER (8) en 1954. Ces auteurs y réunissent sous le nom de Glomerella cent dix sept genres et espèces décrits comme Gnomoniopsis, Laetitia, Guignardia, Physalospora, Caulochora, Phomatospora, Neozimmermania et Botryosphaeria.

Ils considèrent comme synonymes de G. cingulata quarante et une espèces et formes de Glomerella décrites sur hôtes divers. Ce sont : G. ailanthi Petr. et Syd. (1927), G. anthurii Montemartini (1915), G. arecae Syd. (1931), G. bromeliae Stevens et Woodson (1927), G. canavaliae Petr. (1931), G. cincta Sp. et v. Schr. (1903), G. cinnamomi Yochida (1907)

G. clemensiae Syd.(1931), G. coffeicola Averna Sacc(1925), G. clusiae Syd.(1930), G. erythrinae Syd.(1930), G. fructigena Sacc.(1905), G. fructigena var. yaccinii Shear (1907), G. fusarioides Edgerton(1908), G. fusco-coriacea Petr. (1934), G. glycines Lehm. et Wolf(1928), G. gossypii Edgerton(1909), G. guignardioides Petr.(1934), G. hoveae Petr. (1934), G. hymenanthophylli Petr.(1931), G. lagenarium Stevens(1931), G. lindemuthianum Shear (1913), G. lycopersici Krüger(1913), G. manihoti Petr.(1932), G. mayoi Tunstall(1935), G. microspila Syd.(1939), G. mume Henni(1938), G. musarum Petch. (1917), G. nephrolepis Paris(1923), G. pandani Syd.(1932), G. phacidiomorpha Petr.(1927), G. phlyctaenoides Petr.(1931), G. phomoides Swank (1953), G. piperata Sp. et Schr.(1903), G. psidii Sheldon(1905), G. roupa-liae Syd. (1929), G. rubicola Sp. et Schr.(1903), G. rufomaculans Sp. et Schr.(1903), G. vanillae Petch et Ragunathan(1927), G. vignicaulis Tehon (1937), G. xanthosomae (1931).

Nous avons également obtenu les périthèces de G. cingulata à partir de cultures pures de Colletotrichum coffeanum Noack sur milieu Potato dextrose agar, extrait de malt et Sabouraud, ainsi qu'à partir de cultures de G. heveae et Gloeosporium albo-rubrum comme nous l'avons vu précédemment. Bien que G. cingulata obtenue à partir de cultures de C. coffeanum soit morphologiquement identique à G. cingulata obtenue à partir de cultures de G. heveae et G. albo-rubrum, il est cependant utile de noter que les contaminations artificielles de plants d'hévéas avec des spores prélevées sur cultures de C. coffeanum ont donné des résultats négatifs et réciproquement. Ces essais mettent en évidence que nous sommes en présence de formes ou de races de G. cingulata spécialisées sur chacune des plantes-hôtes.

Glomerella cingulata a été tout d'abord décrite sous le nom de Gnomoniopsis cingulata par STONEMAN(61) en 1898, sur Ligustrum vulgare, puis sous son nom actuel par von SCHRENK et SPAULDING(50) en 1903. Aujourd'hui ce champignon constitue l'espèce type du genre Glomerella ayant comme forme conidienne type Colletotrichum gloeosporioides Pens.

- LES GENRES COLLETOTRICHUM et GLOEOSPORIUM -

Les formes conidiennes du genre Glomerella se rapportent aux genres Colletotrichum et Gloeosporium.

Le genre Colletotrichum a été décrit par CORDA en 1837 d'après l'espèce type G. heveae observée sur les tiges mortes des Umbellifères. Il a été rattaché aux Mélanconiales par SACCARDO(48) en 1884.

Le genre Gloeosporium a été créé par DESMAZIERES et MONTAGNE(17) en 1849 avec G. casta pour espèce type. En 1884, SACCARDO(l.c.) ne caractérisait pas ce genre d'après celle-ci, mais il lui rattachait toutes les Mélanconiales à conidies unicellulaires hyalines et à acervules glabres; G. casta à conidies bicellulaires fut décrite par lui, la même année, sous le nom de Marsonina castagnei (Desm. et Mont.) Sacc. L'unique différence qui sépare les genres Colletotrichum et Gloeosporium est la présence, chez l'un d'acervules munies de soies brunes et chez l'autre, d'acervules glabres. Toutes les espèces décrites possèdent des conidies unicellulaires, hyalines, cylindriques à falciformes naissant isolément sur de courts conidiophores qui tapissent les acervules.

En se basant sur ces caractères morphologiques, les auteurs ont décrit de nombreuses espèces sur différentes plantes-hôtes soit comme parasites provoquant des anthracoses des feuilles

et des rameaux ou des pourritures des fruits, soit comme simples saprophytes ou parasites de faiblesse.

Cependant depuis longtemps, la valeur générique de ces deux genres basée sur des caractères morphologiques aussi fragiles a été mise en doute. En 1891, SOUTHWORTH(59) observait des acervules à soies sur une souche de Gloeosporium fructifié qui causait une pourriture des raisins. En 1898, STENBERG(1.c.) exprimait des doutes sur la validité des deux genres, des cultures pures d'espèces probables de Gloeosporium ayant donné des acervules à soies. En 1903, ALLESCHER(1) attirait déjà l'attention sur les formes de transition; cet auteur avait décrit des espèces de Gloeosporium où, occasionnellement, il trouvait quelques acervules portant des soies. SHEAR et WOOD(1.c.) reconnurent en 1913 que de nombreuses espèces des deux genres n'étaient que des formes d'une seule et même espèce. La même année, KRUGER(25) posait la non-validité des Colletotrichum et Gloeosporium en tant que genres séparés et considérait le premier comme sous-genre du second. En 1920 et 1921, HENRI(18,19) unissait complètement les deux genres et décrivait comme Gloeosporium de nombreuses espèces avec ou sans soies sur diverses plantes-hôtes. D'autres auteurs ont donné la préférence au genre Colletotrichum, en particulier PETRAK(43) qui rattachait à ce genre certaines espèces de Gloeosporium.

En 1957, une révision complète du genre Colletotrichum a été faite par von ARX(7) qui rattache tous les Gloeosporium à ce genre auquel, d'après lui, revient la priorité. L'auteur fait une révision générale du genre Colletotrichum Corda et reclasse toutes les espèces. Il réunit comme synonymes de Colletotrichum gloeosporioides Penz., espèce type de la forme conidienne de Glomerella cingulata, un nombre très important d'espèces de Colletotrichum et de Gloeosporium, des Vermicularia ainsi que des champignons appartenant à d'autres genres. Pour les Colletotrichum qu'il a conservés comme espèces distinctes, il a établi une clé de détermination. En définitive, il a maintenu douze espèces et plusieurs autres comme formes spécialisées sur différentes plantes.

Von ARX indique que la comparaison de nombreuses espèces lui a permis de conclure que les nombreuses formes conidiennes classées jusque là dans les genres Vermicularia et Gloeosporium appartiennent à un seul et même genre et ne se présentent que sous forme d'un petit nombre d'espèces influencées par le milieu. Par ailleurs, il apparaît qu'au point de vue systématique le genre Gloeosporium est avant tout très hétérogène. Ses représentants appartiennent aux genres les plus divers et le plus grand nombre au genre Colletotrichum. Celui-ci, d'après le même auteur, ne doit pas être caractérisé par ses acervules munies de soies car des formes sans soies placées dans le genre Gloeosporium ont des acervules constituées d'une façon absolument identique au genre Colletotrichum.

Les champignons qui nous intéressent, C. heveae Petch et G. alborubrum Petch, sont inclus par von ARX dans la liste des synonymes de Colletotrichum gloeosporioides et de sa forme ascosporée Glomerella cingulata.

.....

Dans l'étude comparative de ces deux champignons en culture pure sur différents milieux nutritifs, nous avons pu constater que :

1°/Les caractères macroscopiques et culturaux et en particulier la croissance et la vigueur du mycélium, l'aspect et la coloration des colonies sont identiques pour un même milieu.

2°/Dans presque tous les milieux, aussi bien C.heveae que G.albo-rubrum forment des acervules glabres et à soies; sur deux seulement parmi les huit milieux employés, les champignons forment des acervules glabres du type Gloeosporium. Ceci montre l'affinité morphologique de ces champignons et la présence des acervules glabres et à soies n'est pas un caractère déterminant.

3°/La forme et les dimensions des spores prélevées sur tous les milieux nutritifs employés ne révèlent aucune différence morphologique ni biométrique permettant de distinguer ces deux champignons.

4°/Les deux champignons forment dans presque tous les milieux nutritifs des périthèces de la forme ascosporee Glomerella cingulata type.

En outre, les essais d'inoculations artificielles des feuilles et rameaux d'hévéas avec ces deux champignons produisent les mêmes symptômes de la maladie: taches foliaires et lésions chancreuses identiques, avec formation d'acervules glabres au début et pendant les périodes humides et d'acervules à soies sur les taches plus développées et pendant les périodes moins humides; souvent les deux formes d'acervules se trouvent sur les mêmes taches nécrotiques.

D'après toutes ces données, on peut conclure que C.heveae et G.albo-rubrum ne constituent qu'une seule et unique espèce Colletotrichum heveae Petch. Etant donné qu'il est rattaché à la forme ascosporee type Glomerella cingulata, C.heveae est, d'après la révision de von ARX, un symptôme de G.gloeosporioides Penz., forme conidienne type de G.cingulata. Mais les essais d'inoculations artificielles faites sur Coffea robusta et sur cacaoyer avec des spores prélevées sur cultures de C.heveae et G.albo-rubrum ont constamment donné des résultats négatifs; de même que les contaminations artificielles de plantules d'hévéas faites avec des conidies prélevées sur culture de C.coffeanum qui forme également en culture la forme ascosporee type G.cingulata.

Le Colletotrichum, parasite des feuilles, rameaux et fruits d'hévéas peut être considéré comme une forme biologique spécialisée du Colletotrichum gloeosporioides Penz. et nous proposons de le désigner sous le nom de G.gloeosporioides f.heveae rattaché à la forme ascosporee Glomerella cingulata.

VIII.- ETUDE BIOLOGIQUE

La biologie de Colletotrichum gloeosporioides f.heveae et en particulier les exigences thermiques et hygrométriques de la germination des conidies ont été étudiées in vitro au Laboratoire.

-GERMINATION des CONIDIES-

Placées en suspension dans une goutte pendante d'eau de pluie stérile ou glucosée à 2% dans les cellules de Van Tieghem, les conidies

germent en des temps variables suivant la température.

A 27-28°C., la germination commence au bout de 3-4 heures et au bout de 6 heures plus de 50% des conidies émettent un ou deux tubes germinatifs de 10 à 40 μ de longueur. Au bout de 9 à 10 heures, la germination est presque totale et les tubes germinatifs mesurent 20 à 150 μ de long.

Un peu avant la germination, la presque totalité des conidies, au début monocellulaires, deviennent bicellulaires par l'apparition d'une cloison transversale les divisant en deux loges égales; parfois même il se forme deux cloisons; rarement les conidies germent avant de se cloisonner. Peu avant le déclenchement de la germination, le protoplasme devient granuleux et une grosse ou plusieurs petites vacuoles se forment dans chaque loge de la conidie qui se gonfle et parfois même se déforme. Chaque conidie émet au début un tube germinatif acrogène ou subterminal, moins souvent latéral. Au bout de quelques heures, les conidies germées émettent un 2^e tube qui naît à partir de la 2^e loge. Les 2 filaments apparaissent rarement en même temps, c'est ce qui explique que le plus souvent, ils sont de longueurs différentes. Parfois, mais rarement, les conidies émettent trois ou quatre filaments germinatifs.

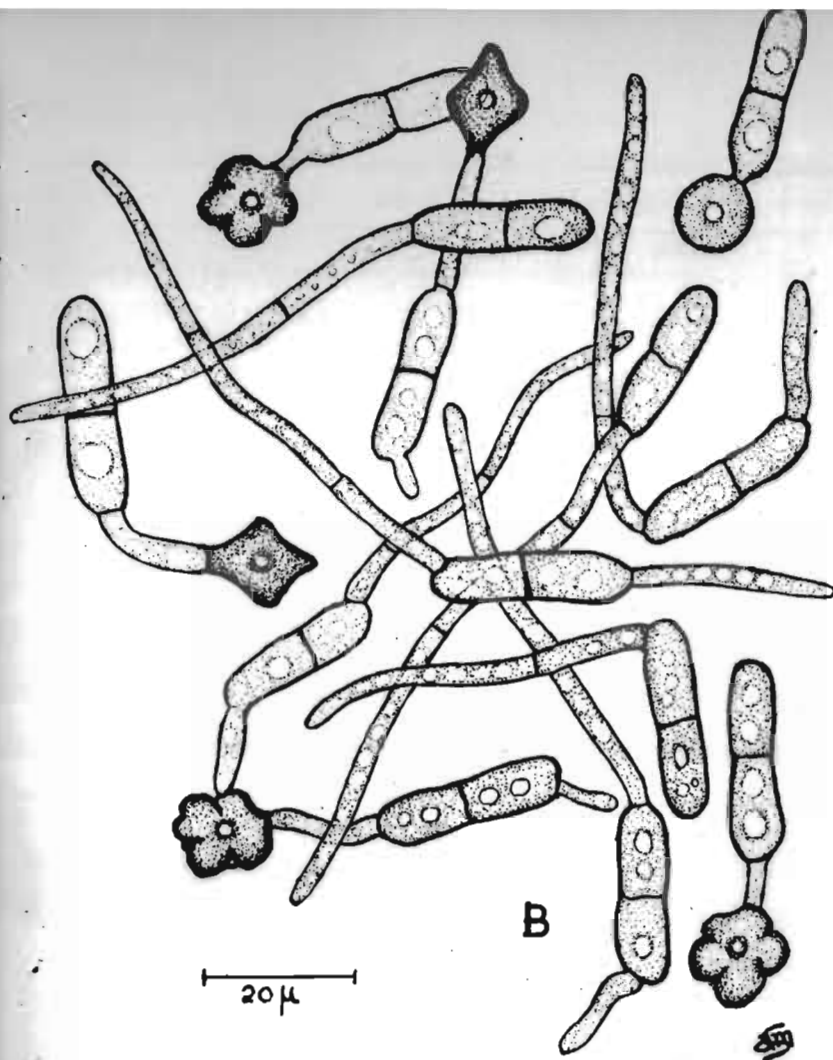
La germination débute par l'apparition sur la partie terminale ou subterminale, ou même latérale, d'une petite protubérance cylindrique incolore entourée d'une membrane mince. Cette protubérance s'allonge rapidement en un tube germinatif régulièrement cylindrique sauf vers l'extrémité où il est un peu plus étroit. Ce tube prend naissance à partir de la membrane interne de la conidie tandis que la paroi externe se déchire à cet endroit sous la pression du protoplasme, et laisse passer le tube. Celui-ci, continu au début, s'allonge, atteignant au bout de 6 heures, 10 à 80 μ de longueur et se cloisonne transversalement (Fig. 17, A et B). Au bout de 10-12 heures, les tubes germinatifs peuvent atteindre 50-250 $\times$ 3-4 μ et des ramifications secondaires apparaissent entre 2 cloisons sous un angle de 45 à 70°; ces jeunes filaments portent également des cloisons transversales régulièrement espacées (Fig. 17, C).

Au bout de 24 heures, les loges des conidies sont presque vidées de leur contenu protoplasmique qui est remplacé par deux grosses vacuoles arrondies. Les filaments germinatifs primaires peuvent atteindre 250-750 μ de long. Sur toute leur longueur se forment, de place en place, des ramifications secondaires et sur celles-ci des ramifications tertiaires. Souvent même, on observe de courts stérigmates à sommet effilé portant une conidie (Fig. 18).

Au bout de 36 heures, les hyphes se ramifient abondamment et forment un réseau mycélien très dense difficile à observer au microscope; les conidies sont abondantes et naissent toujours solitairement à l'extrémité de courts stérigmates dont la longueur varie de 25 à 40 μ et le diamètre de 3 à 4 μ vers la base.

Le protoplasme des tubes germinatifs contient de très nombreuses vacuoles, arrondies à ovales, visibles par simple coloration au bleu coton lactique et même mises en évidence par la coloration au rouge neutre, ainsi que de nombreuses granulations lipidiques visibles après coloration à la solution iodo-iodurée.

Parallèlement à la germination normale des conidies en goutte pendante qui



Phot. J.C. (Gr. x 500)

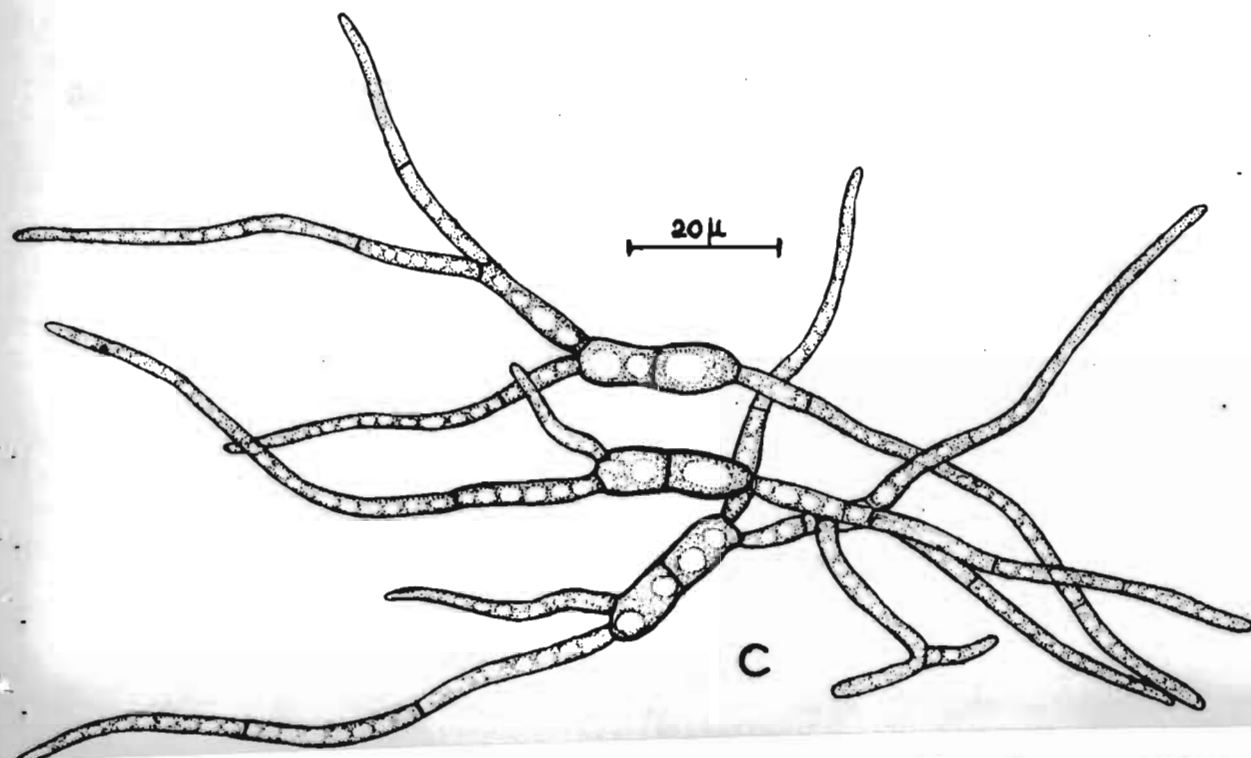


Fig. 17.- A et B : Aspect de la germination des conidies de C. gloeosporioides en goutte pendante, au bout de 6 heures à 27°C.
C : Au bout de 12 heures à 27°C.

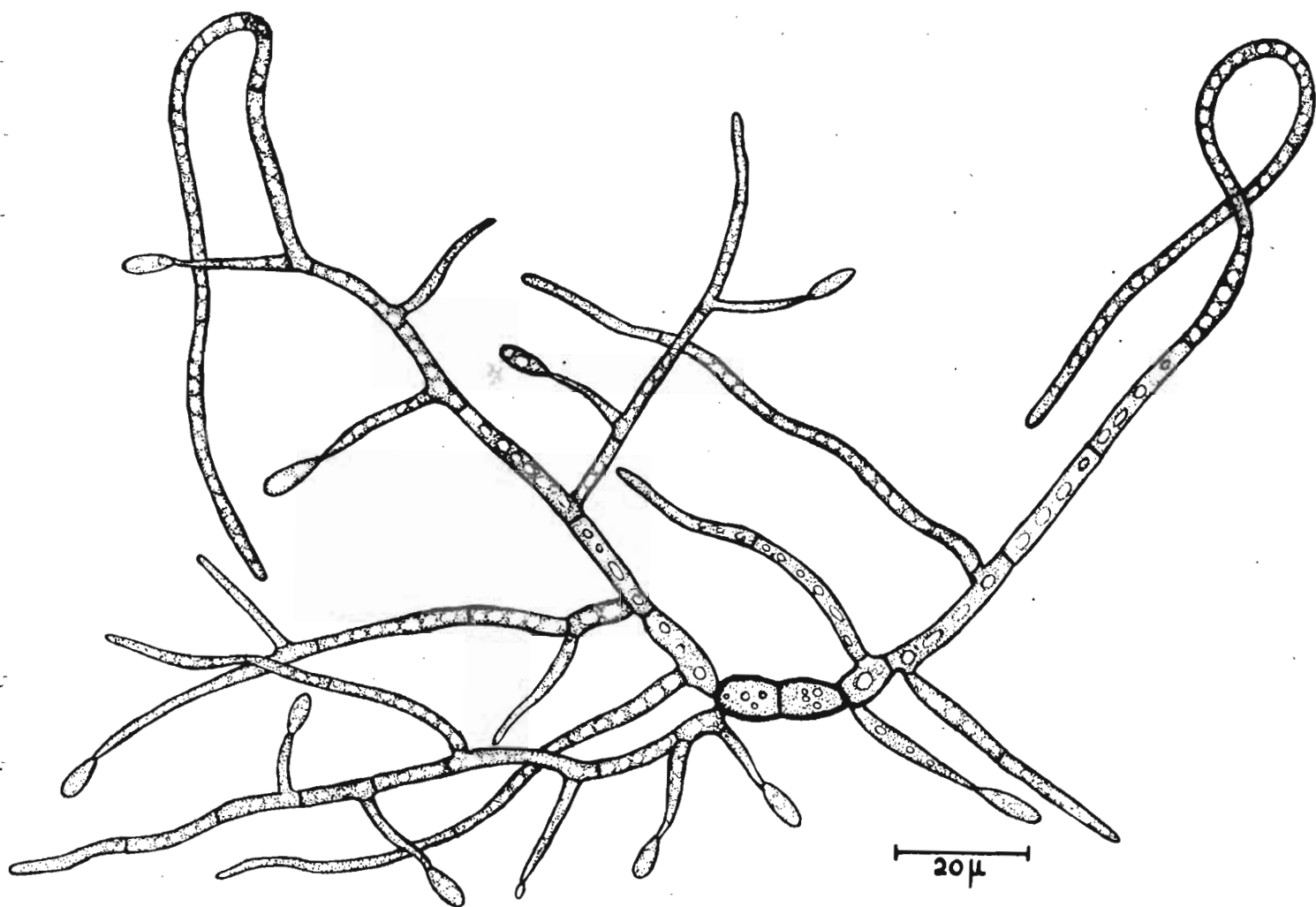


Fig. 18.- Aspect de la germination des conidies de *C. glaucosporioides* en goutte pendante, au bout de 24 heures à 27°C.

vient d'être décrite, on trouve souvent des conidies émettant un tube germinatif court à l'extrémité duquel se forme un appressorium. Ceci se produit généralement quand le tube germinatif fait contact avec la surface de la lamelle : l'extrémité du tube s'élargit, devenant claviforme ou en forme de losange ou enfin à contour $\pm$ irrégulièrement arrondi, mesurant 15-20 x 10-15 μ (Fig. 17). Au début, l'appressorium qui se sépare du tube germinatif par une cloison transversale à la base est incolore, devenant par la suite brunâtre à brun foncé, à membrane épaisse. Au centre, on observe un point arrondi et brillant d'où sort l'hyphe de pénétration. Généralement, les appressoria se forment aux extrémités des tubes germinatifs courts, ou bien à l'extrémité d'un tube à peine différencié, parfois à l'extrémité de tubes très longs ou encore sur le filament lui-même. Souvent, deux filaments issus d'une seule conidie forment chacun un appressorium.

À la suite de nombreux essais de germination de conidies en goutte pendante et sur de fines gouttelettes, nous avons constaté qu'elle est plus rapide et presque totale au contact de ces dernières que dans les grosses gouttes au centre desquelles souvent les conidies ne germent pas, alors que germent facilement celles placées près de la périphérie. Cette observation laisse penser que les conidies exigent pour germer une certaine quantité d'oxygène.

ACTION de la TEMPERATURE

Les températures optimum et maximum de germination des conidies ont été déterminées d'après les pourcentages de germination et la longueur des tubes germinatifs des spores germées soumises à des températures différentes dans les mêmes conditions d'humidité en des temps déterminés. La température minimum n'a pu être définie en raison de l'impossibilité d'obtenir des températures inférieures à 20°C pendant une période déterminée.

Technique

Pour chaque température choisie, cinq cellules de Van Tieghem ont été préparées aseptiquement avec une solution d'eau glucosée stérile à 2% contenant en suspension des conidies prélevées d'une culture pure du champignon sur milieu Potato dextrose agar, âgée de 10 jours, les cellules ont été réunies dans une chambre humide de Malassay, et placée dans une étuve préalablement réglée. Le comptage des pourcentages de germination des conidies ainsi que la mesure de la longueur des tubes germinatifs aux différentes températures choisies ont été effectués au bout de 3, 6, 12, 18 et 24 heures. Ces expériences ont fait l'objet de cinq répétitions.

Résultat

Les moyennes des résultats obtenus figurent dans le tableau II et les graphiques suivants. (I & II) -

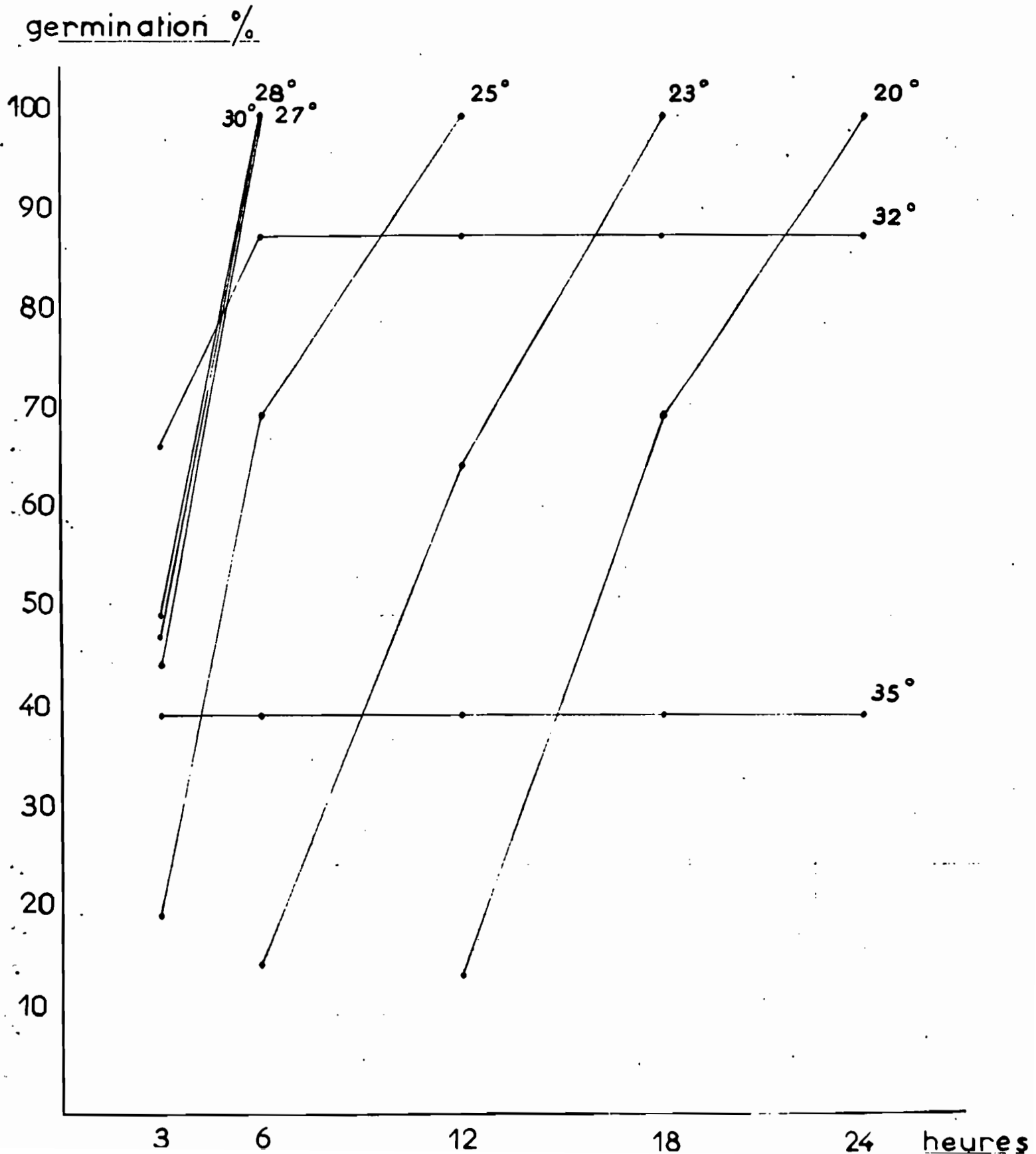
-TABLEAU II-

- TABLEAU II -

Température en °C.	Au bout de 3 heures		6 heures		12 heures		18 heures		24 heures	
	% Conidies germées.	Longueur tubes germinatifs.	% C.g.	L.t.g.	% C.g.	L.t.g.	% C.g.	L.t.g.	% C.g.	L.t.g.
20°	-	-	-	-	14	10-35µ	70	5-50 µ	100	10-100 µ
23°	-	-	15	5-15µ	65	15-55µ	100	25-120 µ	100	60-150 µ
25°	20	5-25 µ	70	10-75µ	100	50-150µ	100	20-250 µ	100	130-350 µ
27°	45	10-35 µ	100	40-120µ	100	130-250µ	100	190-375 µ	100	250-550 µ
28°	48	5-30 µ	100	25-102µ	100	115-230µ	100	140-300 µ	100	160-425 µ
30°	50	5-20 µ	100	10-65µ	100	25-130µ	100	35-180 µ	100	60-225 µ
32°	67	5-15 µ	88	5-40µ	88	10-60µ	88	15-100 µ	88	25-130 µ
35°	40	5-10 µ	40	5-10µ	40	5-10µ	40	5-10 µ	40	5-10 µ
40°	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
45°	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
55°	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

GRAPHIQUE I

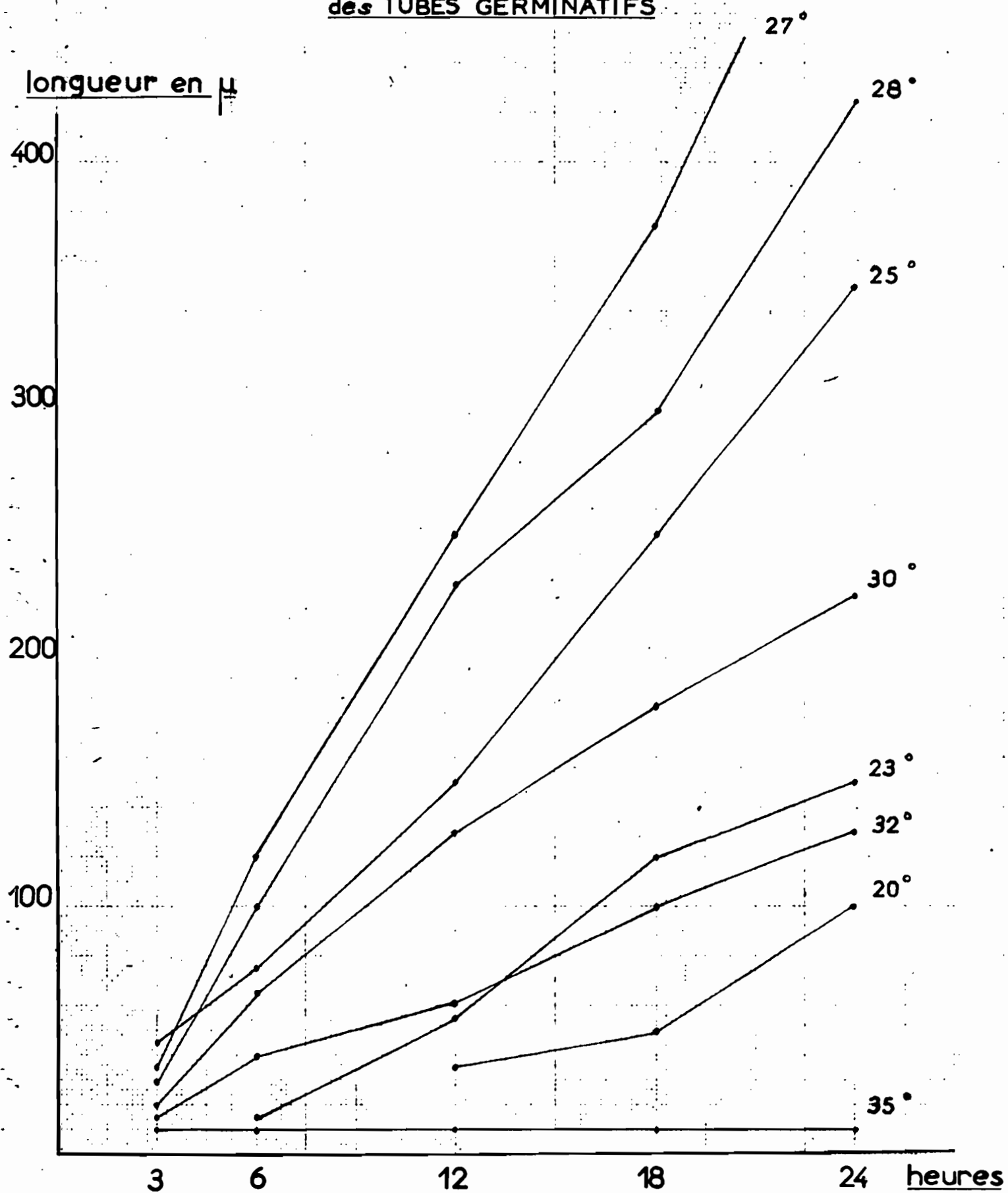
ACTION de la TEMPERATURE sur la GERMINATION des CONIDIES



GRAPHIQUE II

ACTION de la TEMPERATURE sur la LONGUEUR

des TUBES GERMINATIFS



Ces expériences montrent que les conidies de C.gloeosporioides f.heynea, placées en goutte pendante d'eau glucosée à 2% germent à des températures variant de 20 à 35°C.

La rapidité de la germination ainsi que la croissance et la vigueur des tubes germinatifs varient en fonction de la température.

Les températures les plus favorables à la germination des conidies soumises aux mêmes conditions d'humidité se situent entre 25 et 30°. A 27, 28 et 30°, la germination débute au bout de 3 heures et elle est totale au bout de 6 heures.

En prenant en considération non seulement la rapidité de germination mais également la croissance et la vigueur des tubes germinatifs (cf.graphique II), on constate que la température de 27°C est la plus favorable et doit être considérée comme la température optimum.

La croissance et la vigueur des tubes germinatifs décroissent avec l'augmentation de température de 27°(optimum) à 32° durant la période de 24 heures.

La rapidité de germination des conidies augmente avec la température, mais par contre la croissance et la vigueur des tubes germinatifs décroissent avec le temps au fur et à mesure que la température augmente.

A 35°, on constate un début de germination de 30 à 40% des conidies au bout de 3 heures, mais l'action prolongée de cette température, dans les conditions de l'expérience, se révèle néfaste non seulement à la germination mais aussi à la croissance des tubes germinatifs des conidies germées. Cette température peut être considérée comme étant la température limite supérieure de la germination.

A 40, 45 et 55°, aucune germination n'a été obtenue au bout de 24 heures dans toute la série d'essais. Les conidies sont tuées au bout de 24 heures à 40°, de 12-24 heures à 45° et de 3-4 heures à 55°. La température de 40° constitue la température létale.

A 25°, la germination débute(20%)au bout de 3 heures et elle est totale au bout de 12 heures. A 23° et à 20°, les mêmes phénomènes se produisent respectivement au bout de 6 et 18 heures, et 12 et 24 heures.

ACTION de l'HUMIDITE

En vue de déterminer les conditions d'humidité les plus favorables à la germination des conidies, la température étant optimum, les expériences suivantes ont été réalisées :

ESSAIS de GERMINATION des CONIDIES au CONTACT d'EAU LIQUIDE.

1°)Les conidies ont été placées en suspension dans une goutte pendante d'eau de pluie stérile dans cinq cellules de Van Tieghem.L'ensemble des préparations réunies dans une chambre humide de Malassez a été placé dans une étuve à 27°.

2°)Pulvérisation d'une suspension de conidies dans de l'eau de pluie stérile à l'aide d'un micropulvérisateur à la surface d'une mince couche de gélose étalée dans les cavités de cinq cellules de Ranvier.L'en-semble réunies dans une chambre humide de Malassez permettant de maintenir une

atmosphère ambiante saturée et éviter ainsi l'évaporation des fines gouttelettes d'eau contenant les conidies pendant la durée de l'expérience. La chambre humide était placée dans une étuve à 27°.

ESSAIS de GERMINATION des CONIDIES dans une ATMOSPHERE SATURÉE de VAPEUR d'EAU.

Les conidies prélevées d'acervules gluantes d'une culture du champignon ont été déposées à la surface d'une mince couche de gélose étalée à la surface de cinq lames de verre. L'ensemble des préparations a été placé dans une étuve à hygrométrie et température réglables. Cette étuve, spécialement conçue, permet d'obtenir soit une atmosphère ambiante saturée de vapeur d'eau en insufflant de l'air barbotant dans une cuve contenant de l'eau pure, soit des degrés hygrométriques inférieurs à 100 par insufflation d'air barbotant dans une cuve contenant une solution saturée d'un sel minéral donnant une humidité relative déterminée. Un condenseur desséchant l'air en le refroidissant permet d'obtenir une température et une hygrométrie inférieures à celles de l'atmosphère ambiante.

Dans le cas de la présente expérience, l'atmosphère était maintenue à saturation et la température à 27°.

ESSAIS de GERMINATION des CONIDIES en ATMOSPHERE NON SATURÉE-

Les conidies ont été déposées à la surface d'une mince couche de gélose étalée sur cinq lames de verre introduites dans l'étuve décrite ci-dessus, réglée à la température de 27° (optimum). Les essais de germination ont été effectués sous les degrés hygrométriques suivants: 95, 92, 86,3 %; 63,3%, obtenus respectivement par barbotage de l'air insufflé dans des solutions saturées de sulfate de potassium, de phosphate monocalcique, de chromate de potassium et de nitrite de soude.

Le contrôle microscopique des préparations (cinq pour chaque degré hygrométrique) a été fait au bout de 3, 6, 12, 18 et 24 heures.

RESULTATS.

Les tableaux et graphiques suivants indiquent les résultats obtenus.

-TABLEAU III-

.....

-TABLEAU III-

DISPOSITIF de GERMINATION	POURCENTAGE de GERMINATION au bout de :				
	3 h.	6 h.	12 h.	18 h.	24 h.
En goutte pendante dans les cellules de Van Tieghem.	45	80	88	88	88
Au contact de fines gouttelettes d'eau sur lames creuses de Ranvier	75	100	100	100	100
En atmosphère saturée de vapeur d'eau.	0	0	15	58	76
En atmosphère non saturée.					
Degrés hygrométriques :					
95	0	0	0	12	37
92	0	0	0	5	21
86,3	0	0	0	0	0
63,3	0	0	0	0	0

Ces expériences montrent qu'à la température optimum, les conidies de C. gloeosporioides f. heveae germent d'autant plus vite qu'elles sont au contact de gouttelettes d'eau. La germination est plus rapide, et totale au bout de 6 heures, lorsque les conidies sont au contact de très fines gouttelettes et non en suspension dans de grosses gouttes. Dans ce dernier cas, nous avons constaté que les conidies placées au centre de la goutte ne germent pas.

En atmosphère saturée, la germination des conidies se produit également mais elle est lente et ne se déclenche qu'au bout de 12 heures; au bout de 24 heures, elle ne dépasse pas 76%.

Dans une atmosphère non saturée, la germination est nulle lorsque l'humidité s'élève à 63,3 et 86,3%; elle est respectivement de 21% et 37% au bout de 24 heures à 92 et 95% d'humidité.

IX - ETUDE EXPERIMENTALE.

Le mécanisme d'infection des feuilles et jeunes rameaux d'hévéas par les conidies germées à leur surface, la formation des appressoria et le processus de pénétration des tissus par les hyphes issues de ceux-ci, l'évolution du champignon dans les tissus des organes atteints, ainsi que la durée d'inoculation de la maladie jusqu'à l'apparition des premiers symptômes, ont été étudiés sur plantules d'hévéas issues de graines et contaminées artificiellement.

-CONTAMINATIONS ARTIFICIELLES-

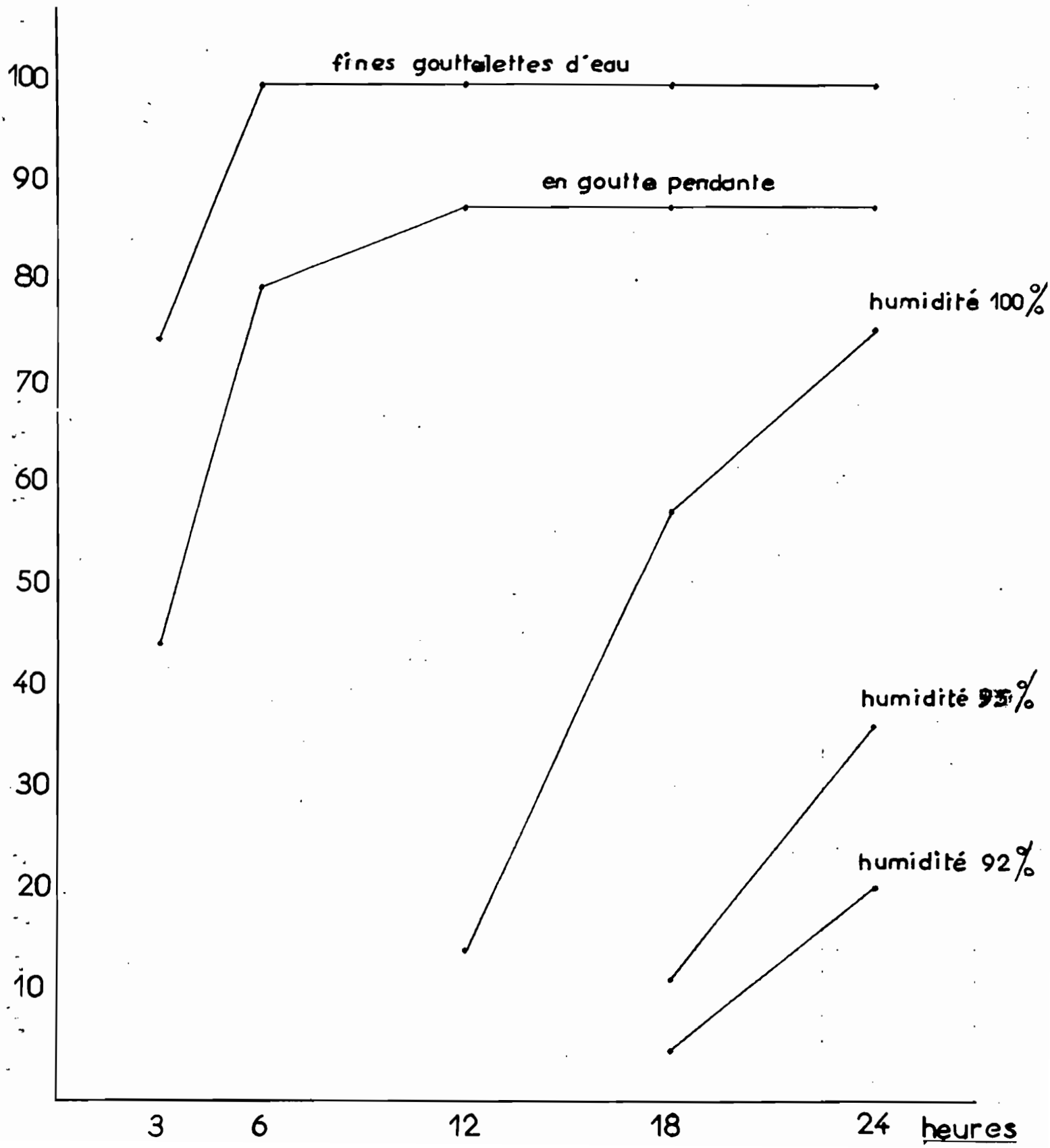
DISPOSITIF EXPERIMENTAL

Les contaminations artificielles ont été effectuées sur

GRAPHIQUE III

ACTION de l'HUMIDITE sur la GERMINATION des CONIDIES

germination %



144 plantules d'hévéas mises en place dans 16 bacs en ciment de 1 m² de surface utile à raison de 9 plants par bac protégés jusqu'à l'âge de 6 mois, auquel a eu lieu la contamination, par des cloches en vitrex de 1 m³ de capacité permettant ainsi d'éviter toute contamination provenant de l'extérieur.

Les plantules de 8 bacs ont été contaminées avec des conidies provenant de cultures de C.albo-rubrum et celles des 8 autres avec des conidies provenant de cultures de C.heveae. Pour chaque série, 4 bacs servaient aux contaminations des feuilles et les 4 autres aux contaminations des jeunes rameaux.

PREPARATION de l'INOCULUM.

Bien que nous ayons démontré que C.heveae et C.albo-rubrum ne constituent qu'une seule espèce, nous les considérons, dans les présentes expériences, comme deux champignons distincts. Ils ont été isolés directement de feuilles et rameaux atteints à partir de conidies prélevées sur acervules avec soies pour C.heveae et sur acervules glabres et gluantes pour C.albo-rubrum. Ces cultures pures sur Potato dextrose agar ont été maintenues dans une étuve à 27°C et employées pour les contaminations 8-10 jours après l'isolement, âge auquel on observe le maximum de sporulation. Afin d'éviter toute diminution possible de la virulence des cultures à la suite de repiquages successifs, seules ont été utilisées celles qui provenaient d'isollements directs.

Le contenu de 20 tubes de culture a été introduit dans un litre d'eau de pluie stérile, agité énergiquement de manière à libérer les conidies et filtré sur un tamis à mailles très fines permettant de retenir les fragments de milieu et de mycélium et de ne laisser passer que la suspension de conidies.

TECHNIQUE des INOCULATIONS.

Les feuilles ont été contaminées suivant une technique se rapprochant des conditions naturelles d'infection en pulvérisant les plantules avec la suspension de spores à l'aide d'un micropulvérisateur, couvrant la surface des feuilles, des pédoncules et des rameaux de très fines gouttelettes d'eau contenant les conidies.

Outre ce procédé, une autre méthode a été employée pour la contamination des rameaux, consistant en l'ouverture de petites blessures de l'écorce dans lesquelles était déposé l'inoculum provenant de cultures du champignon; à ce niveau, le rameau était entouré de coton hydrophile imbibé d'eau stérile maintenu en place pendant 3 jours.

Les plantules étaient arrosées abondamment avant la contamination faite entre 7h et 8h du matin et immédiatement après celle-ci, elles étaient couvertes pendant 24 heures à l'aide d'une cloche afin de maintenir l'atmosphère ambiante humide entretenue par des pulvérisations d'eau toutes les 2 heures.

Des coupes tangentielles et transversales faites sur feuilles et rameaux contaminés prélevés dans chaque bac au bout de 3, 6, 12 et 24 heures et 3, 6 et 12 jours après l'inoculation ont permis de contrôler les premiers stades d'infection et en particulier d'observer le processus de

pénétration du parasite, son évolution dans les tissus de l'hôte ainsi que la réaction des tissus atteints.

PREMIERS STADES D'INFECTION

Sur feuilles

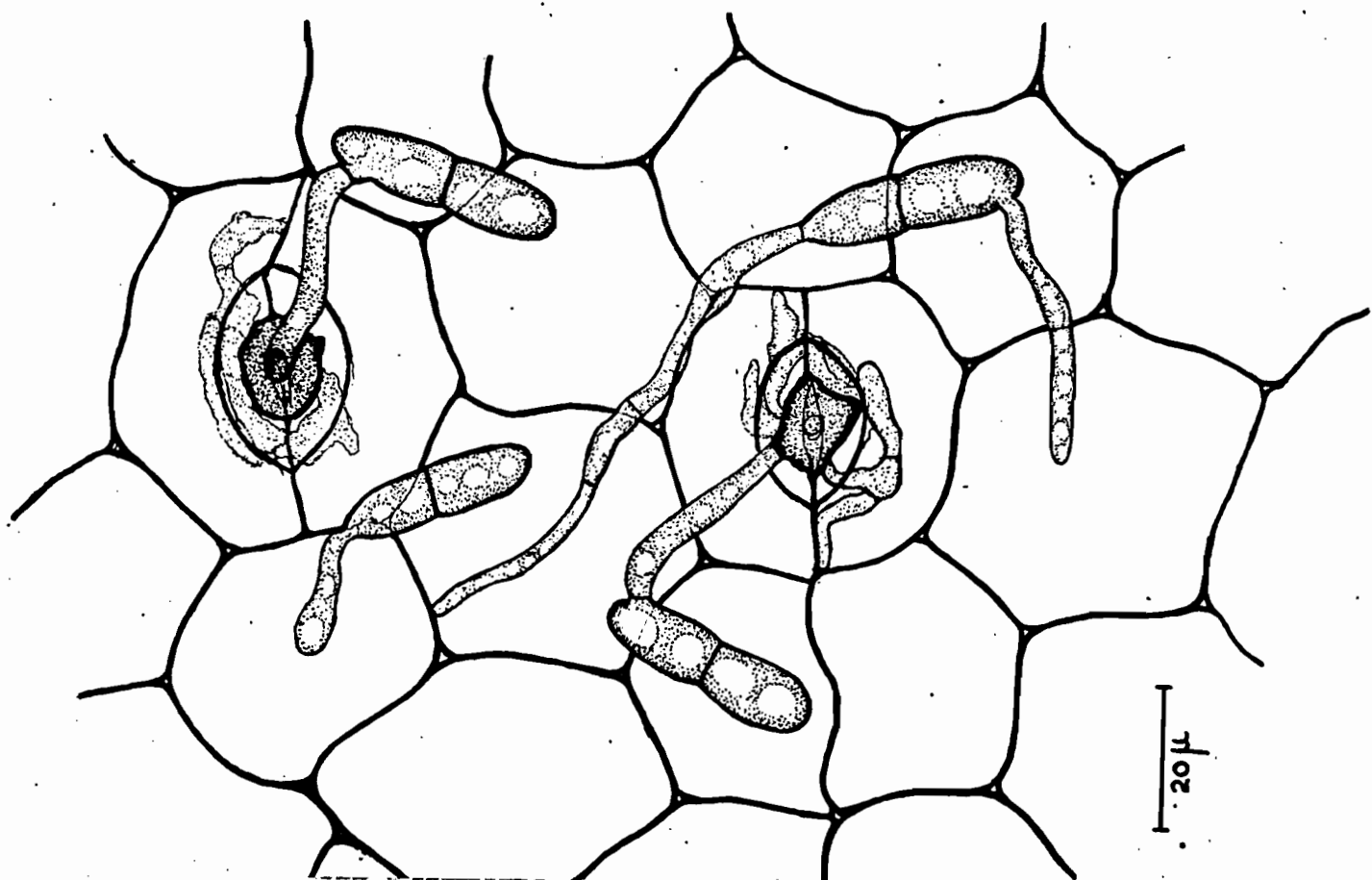
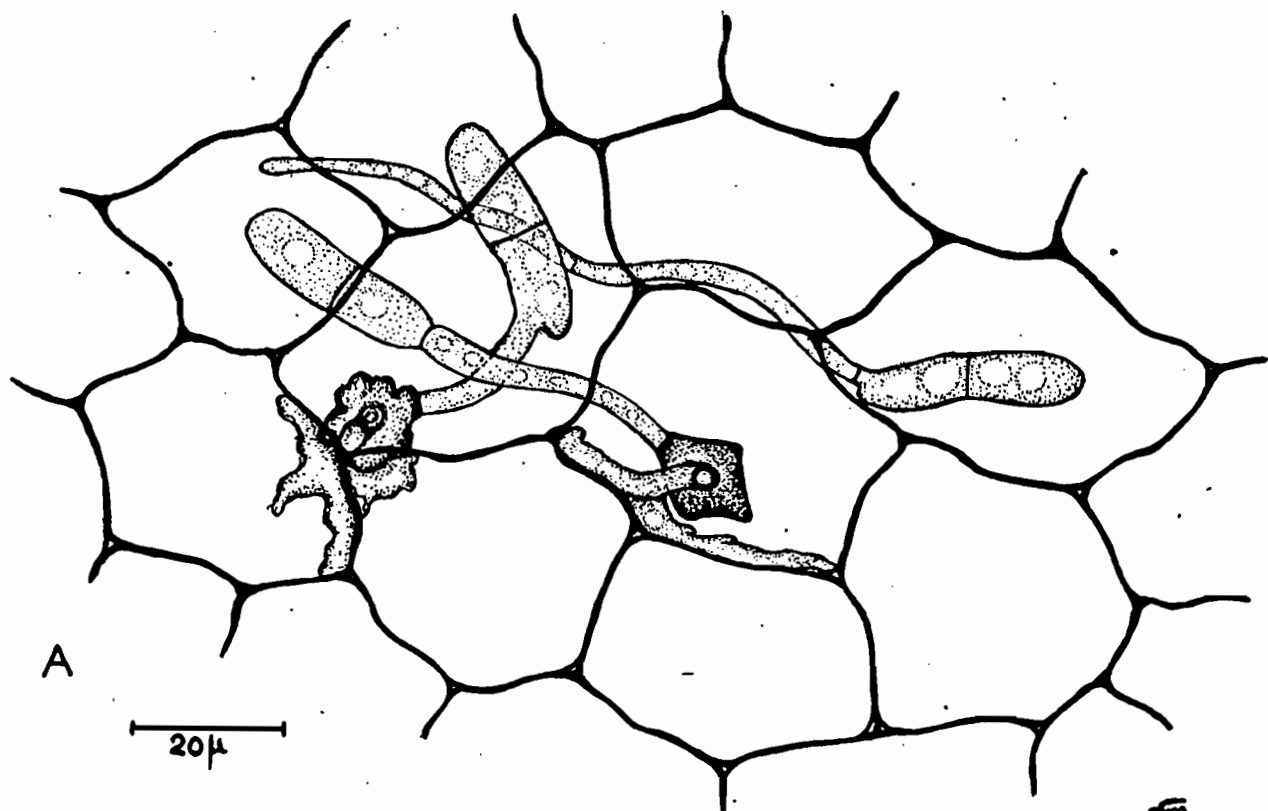
Les observations ont été faites comparativement sur très jeunes feuilles et sur feuilles développées. Elles sont dans l'ensemble identiques; cependant on a pu noter des différences en ce qui concerne le nombre des infections, l'évolution des hyphes dans les tissus, ainsi que leur sensibilité à l'égard du parasite.

Germination des conidies

-Au bout de 3 à 4 heures, les coupes tangentielles pratiquées sur les deux faces des feuilles jeunes et développées ont permis de constater un début de germination de 10 à 15% des conidies dans l'ensemble des échantillons contrôlés. Sur les tubes germinatifs à peine différenciés, aucune formation d'appressoria ni infection apparente n'ont été observées.

-Au bout de 6 à 8 heures, le contrôle des feuilles a révélé une germination élevée des conidies, 60-70% suivant les échantillons. Cette germination se présente sous deux aspects différents. Une grande partie des conidies (60-75% environ) émettent 1 ou 2 tubes germinatifs grêles et cylindriques qui s'allongent rapidement en se ramifiant sans former d'appressoria: c'est l'aspect classique observé lorsque les conidies sont placées en goutte pendantes. Les autres conidies (25-40%) émettent un tube germinatif, court et trapu, de 10 à 25 μ de long, dont l'extrémité se dilate au contact de la cuticule des feuilles; elle prend la forme d'un losange ou bien son contour est soit irrégulièrement arrondi, soit lobé, parfois même ovale; sa base est munie d'une cloison transversale. Ce renflement caractéristique, au début incolore comme le restant du tube germinatif devient rapidement brunâtre à brun olivacé et est entouré d'une membrane épaisse et brune (Fig. 19); il constitue l'appressorium qui mesure 10-15 μ de diamètre et à partir duquel prendra naissance l'hyphé de pénétration. Examiné en coupe optique à l'objectif à immersion, il présente au centre un point brillant discoïde de 2-2,5 μ de diamètre, qui a l'apparence d'un pore d'où fera saillie l'hyphé de pénétration pour percer la cuticule de la feuille. En général, l'appressorium se forme à l'extrémité d'un court filament germinatif spécialement modifié et dilaté. Cependant, à plusieurs reprises, nous avons constaté des appressoria intercalaires, ou formés à l'extrémité soit d'un filament à peine différencié, soit d'un filament très long. Dans certains cas, à l'extrémité des deux tubes germinatifs d'une même conidie se forme un appressorium.

Les tubes germinatifs porteurs d'appressoria sont doués d'un tropisme bien caractéristique: à la face inférieure des feuilles, on remarque qu'ils se dirigent vers un stomate quelle que soit leur position par rapport à ce dernier, en décrivant parfois une courbe pour venir s'appliquer étroitement à la surface de l'orifice stomatique (Fig. 20). A la face supérieure des feuilles où les stomates sont rares, le tube germinatif muni d'appressorium se dirige verticalement ou obliquement vers la cuticule sur laquelle la surface plane de l'appressorium s'applique.....



étroitement, maintenue par une substance mucilagineuse non colorable par le bleu coton lactique.

Les coupes tangentielles effectuées au bout de 6 à 8 heures sur les deux faces des feuilles permettent d'observer qu'aucune contamination n'est encore réalisée sur les feuilles entièrement développées, par contre, les très jeunes feuilles présentent des infections dont le nombre, relativement très faible, ne dépasse pas 10 à 15% du total des conidies germées et est plus élevé à l'épiphyllie qu'à l'hypophyllie. L'hyphe de pénétration ayant percé directement la cuticule gagne la face supérieure de la cellule épidermique où se constitue l'hyphe primaire. Cependant aucune liaison apparente n'existe entre l'appressorium et l'hyphe primaire. Dans la plupart des préparations, l'hyphe de pénétration n'était pas visible; dans certaines coupes transversales très minces, elle apparaissait comme un filament très grêle qui, partant de la partie brillante en forme de pore de l'appressorium, traversait la cuticule dans toute son épaisseur et aboutissait à l'hyphe primaire logée au-dessous. Cette image n'étant pas très nette, nous ne pouvons l'interpréter avec une certitude absolue (Fig. 21). Les cellules épidermiques en relation avec les hyphes ne manifestent aucune altération apparente.

-Au bout de 12 à 15 heures, les préparations montrent que la germination des conidies est presque totale. Dans l'ensemble des échantillons contrôlés, le pourcentage des conidies germées varie de 80 à 95 dans les conditions de l'expérience et 10 à 40% d'entre elles ont formé des appressoria.

Le nombre d'infections atteint 30 à 40% du nombre des conidies germées sur les très jeunes feuilles et est plus élevé sur la face supérieure du limbe que sur la face inférieure. Sur les feuilles adultes, il ne dépasse pas 10 à 15% et est plus élevé à l'hypophyllie qu'à l'épiphyllie, la plupart des infections se réalisant par les stomates. L'absence de toute infection sur les feuilles âgées de la base des rameaux et le faible pourcentage observé sur les feuilles adultes montrent que l'hyphe de pénétration est incapable de pénétrer la cuticule épaisse des feuilles âgées.

Les coupes tangentielles et transversales permettent d'observer différents stades d'infections surtout sur les jeunes feuilles. Dans de nombreux cas, l'hyphe primaire logée entre la cuticule et l'épiderme est unicellulaire et de forme irrégulière (Fig. 22); elle prolifère rapidement en donnant des ramifications secondaires qui progressent horizontalement sous la cuticule. Certaines tendent à progresser verticalement entre les cellules épidermiques pour atteindre le tissu palissadique. Les cellules épidermiques en contact avec les hyphes du parasite présentent un léger brunissement et, sous leur pression, se déforment. Ce début d'altération qui se manifeste par une légère nécrose n'a été observé que sur les très jeunes feuilles en voie de croissance. Ce qui montre la grande sensibilité des tissus jeunes à l'égard du parasite.

-Au bout de 24 à 36 heures;

L'examen macroscopique des feuilles ne permet de déceler aucune tache nécrotique visible à l'œil nu. Les coupes transversales montrent que le mycélium du champignon a proliféré rapidement non seulement horizontalement mais aussi en profondeur. Les hyphes ont envahi

.....

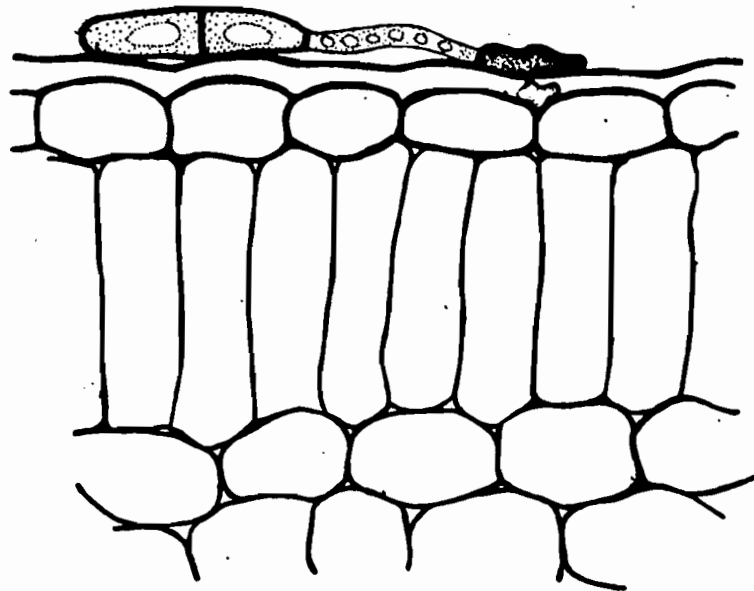
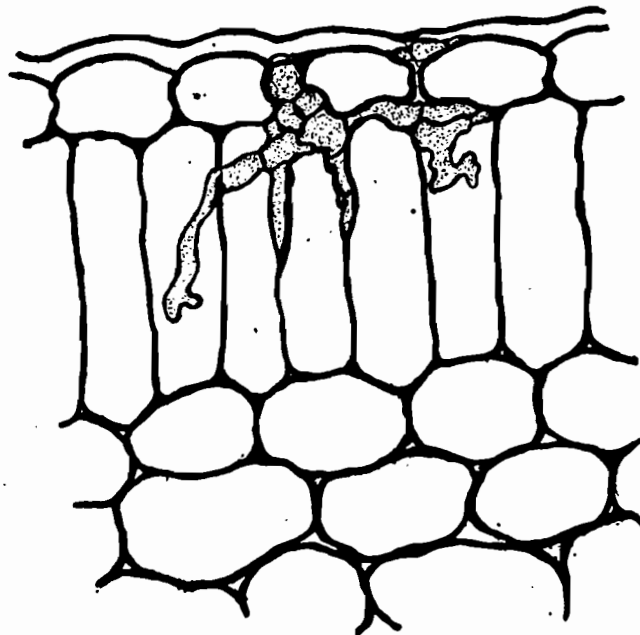


Fig. 20.- Coupe transversale d'une feuille montrant la pénétration de l'hyphe primaire issue de l'appressorium, à travers la cuticule.

Fig. 21.- Coupe transversale d'une jeune feuille d'hévéa montrant la progression du mycélium dans les tissus, 15 heures après la contamination.



le tissu palissadique et même une partie du tissu lacuneux, leur progression est intercellulaire. La prolifération du mycélium est plus rapide dans les tissus des jeunes feuilles que dans ceux des feuilles adultes. Les cellules épidermiques déformées sous la pression des hyphes présentent des altérations plus marquées, de même que les cellules du tissu palissadique. Dans certaines préparations, on observe sous la cuticule soulevée la formation d'une première assise stromatique composée d'une couche de cellules polygonales, ou grossièrement arrondies, incolores. Les nécroses sont moins prononcées dans les tissus des feuilles adultes.

-Au bout de trois jours, l'examen macroscopique des jeunes feuilles permet d'observer les premiers signes externes d'infection. La surface du limbe présente de place en place de petites taches jaunâtres décolorées, bien visibles par transparence, de 0,5 mm de diamètre. Les coupes transversales faites à leur niveau mettent en évidence que le mycélium a envahi le tissu palissadique et une grande partie du tissu lacuneux (Fig. 23); sa progression est également horizontale, suivant toujours la vie sous-cuticulaire ou sous-épidermique, mais moins rapide qu'en profondeur. Sa position est intercellulaire à travers les tissus vivants; au contact des cellules, il provoque des altérations profondes qui aboutissent à leur mort plus ou moins rapide. Ces altérations très accentuées autour du point primaire d'infection s'atténuent progressivement vers la périphérie et en profondeur. Les cellules épidermiques tuées par le mycélium sont noires, déformées et aplaties sous la pression des hyphes sous-cuticulaires qui se concrétionnent pour constituer un stroma formé d'une à deux couches de cellules polygonales ou irrégulièrement arrondies. Parfois les hyphes deviennent intracellulaires dans les tissus morts. Dans les feuilles très jeunes, la progression horizontale et verticale du mycélium étant rapide, la nécrose intéresse toute l'épaisseur du parenchyme foliaire.

Par contre, l'examen macroscopique des feuilles adultes ne permet d'observer aucun signe d'infection. Les coupes transversales montrent que la progression des hyphes est lente. Dans la plupart des préparations, on constate qu'en profondeur le mycélium n'a pas dépassé le tissu palissadique. L'altération des tissus est localisée au niveau des cellules épidermiques et palissadiques directement en contact avec les hyphes.

-Au bout de six jours, la surface des feuilles se couvre de très nombreuses petites taches brunes arrondies ou à contour irrégulier, amphigènes, éparses, ne dépassant pas 0,2 à 0,5 mm de diamètre (Fig. 24). Les coupes transversales pratiquées à ce niveau permettent d'observer une altération profonde du parenchyme qui s'affaisse et devient brun. Les cellules épidermiques déformées et aplaties sont envahies par les hyphes mycéliennes, tandis que sous la cuticule soulevée le mycélium se concrétionne pour former un stroma constitué d'une ou deux couches superposées de cellules à contour irrégulier ou polygonal. Ce stroma évoluera en acervule sporifère du champignon.

Sur les très jeunes feuilles des extrémités, en voie de croissance, et qui n'ont atteint que la moitié ou les trois quarts de leurs dimensions normales, les symptômes externes sont différents. On constate, six jours après la contamination que, sous l'action du parasite, le limbe devient flasque, translucide, de coloration brun jaunâtre, puis noire,

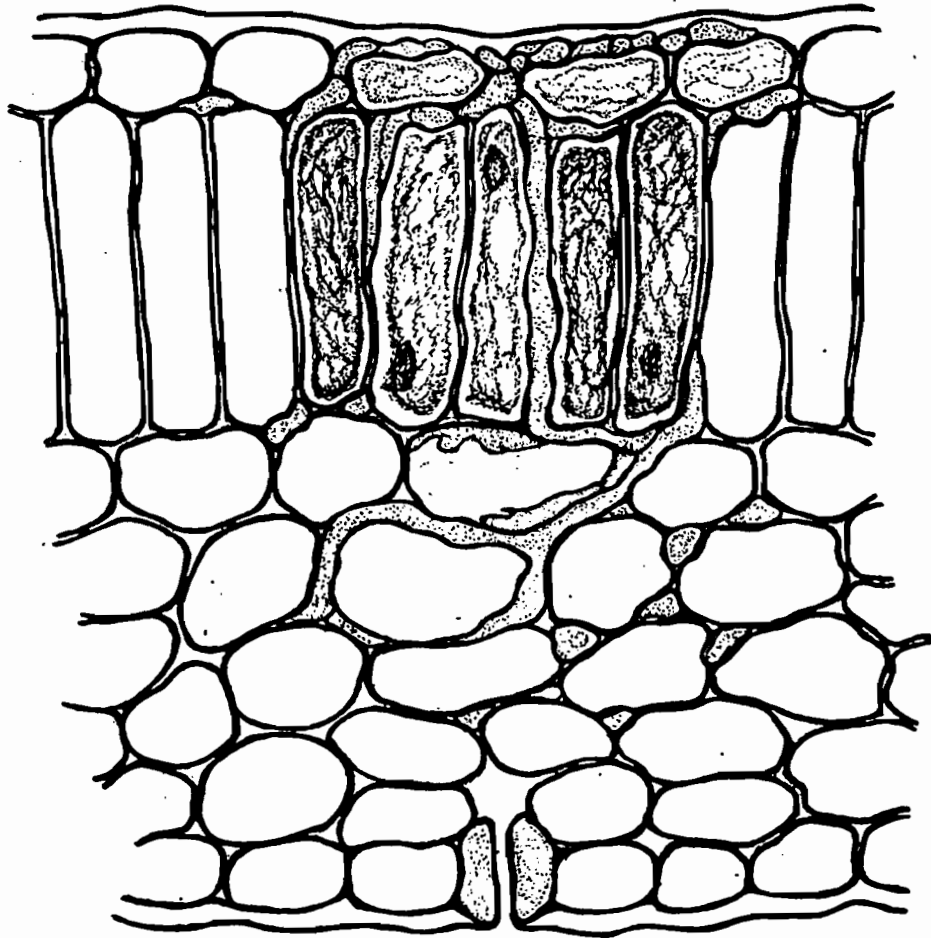


Fig. 22.- Coupe transversale d'une jeune feuille d'hévéa, 3 jours après la contamination, montrant l'altération profonde des cellules palissadiques, ainsi que l'envahissement des tissus par les hyphes du champignon avec formation de la lère assise stromatique sous-cuticulaire.



Phot. JC

Fig. 23.- Très nombreuses taches nécrotiques sur feuilles d'hévéas contaminées artificiellement 6 jours après la contamination.

se recroqueville, se détache et tombe. Cette évolution rapide de la maladie est due probablement à la grande sensibilité des tissus tendres des jeunes feuilles à l'égard du parasite. Les coupes transversales montrent un envahissement généralisé des tissus mortifiés par les hyphes mycéliennes. Sur les feuilles mortes, aucune fructification du champignon n'a été observée.

Sur les feuilles adultes, les symptômes externes sont moins visibles. La surface du limbe ne présente que quelques taches, plus ou moins diffuses, sous forme de ponctuations jaunâtres visibles par transparence. Les coupes transversales révèlent un début de nécrose localisée des cellules épidermiques et du tissu palissadique directement en rapport avec les hyphes du champignon. Dans quelques préparations, on constate la présence du mycélium dans le tissu lacuneux. Son extension horizontale est également lente. Parfois, on remarque sous la cuticule une assise de cellules agrégées formant une couche continue qui constitue l'assise basale des futures acervules.

Le contrôle des feuilles âgées ne révèle aucune infection, ce qui montre que celles-ci échappent aux attaques du parasite.

-Au bout de douze jours, les symptômes externes de la maladie sont bien typiques et identiques à ceux observés sur les hévéas contaminés naturellement. Ces symptômes sont également les mêmes sur feuilles contaminées, avec les conidies de C. heveae ou de C. albo-rubrum. Ce qui montre une fois de plus l'identité des deux champignons.

Tandis qu'au bout de cette période, les extrémités des jeunes pousses sont démunées à la suite de la chute massive des très jeunes feuilles observée six jours après la contamination, les feuilles développées se couvrent de très nombreuses taches nécrotiques amphigènes plus ou moins densément réparties sur le limbe, de forme arrondie ou irrégulièrement arrondie, mesurant 0,5 à 2 mm de diamètre. Ces taches sont à tous les stades de leur évolution: jaunâtres plus ou moins diffuses, brunes arrondies et auréolées d'un halo jaunâtre, enfin bien développées (1-2 mm de diamètre) avec le centre blanc grisâtre transparent, bordées d'une zone marginale brun pourpre plus ou moins large, elle-même entourée d'un halo jaunâtre plus ou moins diffus. Sur la partie décolorée et amincie de ces taches généralement à la face supérieure, moins souvent à la face inférieure, on observe de petites pustules tantôt blanc rosâtre, tantôt brun grisâtre qui sont les acervules, organes de propagation du champignon.

Les coupes transversales montrent la formation de nombreuses acervules sous-cuticulaires tapissées de conidiophores porteurs de nombreuses conidies (Fig. 25).

Sur rameaux

Les phénomènes de germination des conidies, la formation des appressoria, ainsi que le processus d'infection par les hyphes de pénétration des rameaux contaminés par aspersion des conidies en suspension dans l'eau, sont comparables à ceux que nous venons d'étudier sur les feuilles.

-Les premières infections en nombre réduit ont été observées 4 à 6 heures après la contamination et uniquement sur les parties tendres

.....

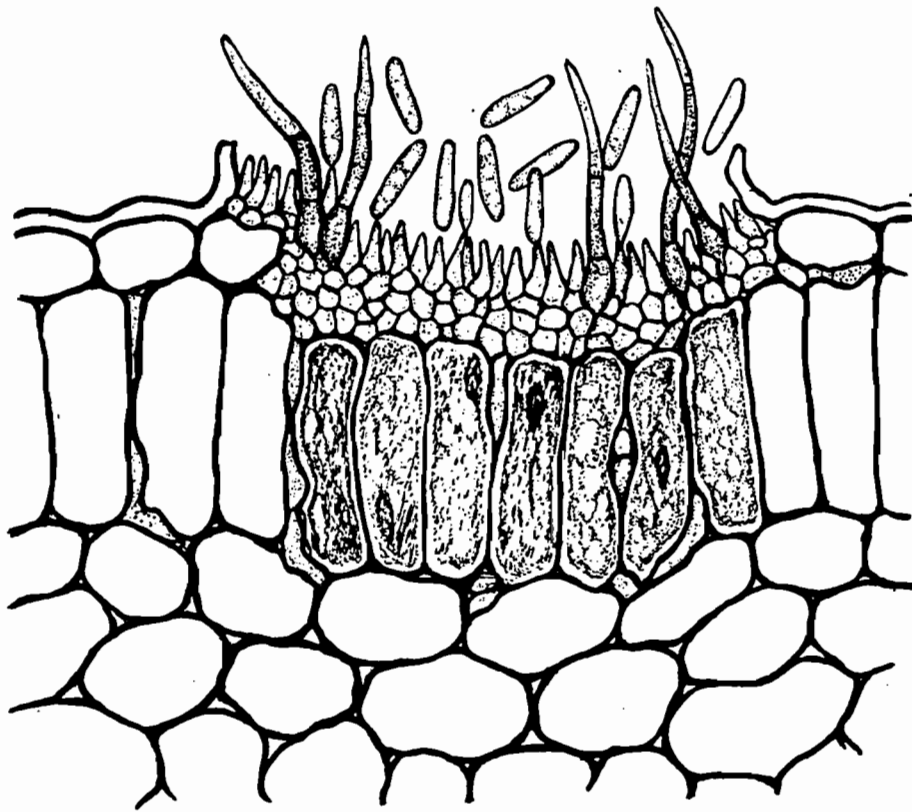


Fig. 24.- Coupe transversale d'une feuille d'hévéa, 12 jours après la contamination, au niveau d'une tache nécrotique montrant une acervule sporifère du champignon, ainsi que la nécrose du tissu palissadique.

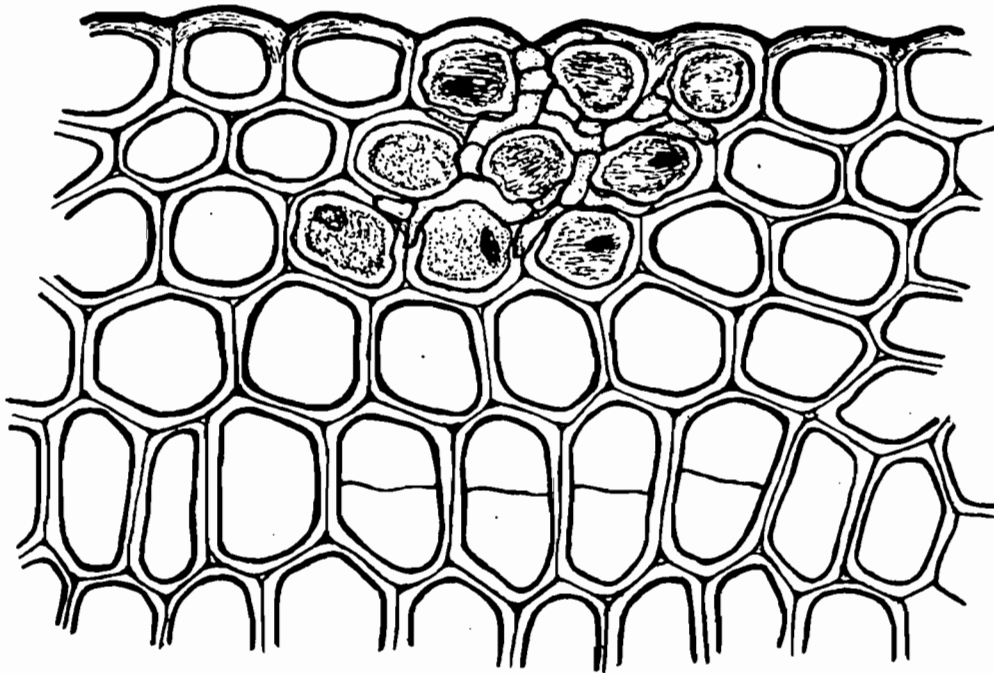


Fig. 25.- Coupe transversale d'un jeune rameau d'hévéa, 12 heures après la contamination, montrant la présence des hyphes dans les deux premières couches de cellules du tissu cortical.

des jeunes pousses; au bout de 12 à 15 heures, elles sont nombreuses. Parmi les conidies germées, 20 à 40% seulement forment des appressoria. L'hyphe de pénétration issue de l'appressorium pénètre directement la cuticule des rameaux jeunes et non lignifiés pour atteindre la face supérieure des cellules épidermiques où se constitue l'hyphe primaire visible dans les coupes transversales pratiquées au bout de 12 à 15 heures.

L'hyphe primaire ainsi formée sous la cuticule prolifère rapidement donnant naissance à des hyphes secondaires qui cheminent entre les cellules à travers la membrane mitoyenne; leur progression est à la fois horizontale et surtout verticale. Les coupes transversales pratiquées au bout de 24 heures sur les très jeunes rameaux permettent d'observer que dans leur progression verticale les hyphes ont atteint les deux premières assises de cellules du parenchyme cortical (Fig. 26). Les cellules épidermiques et celles du tissu cortical directement en contact avec le mycélium présentent des altérations profondes et sont de coloration brunitre.

-Au bout de trois jours, la surface des jeunes pousses présente de place en place de petites taches jaunâtres ovales légèrement bombées: ce sont les premiers signes externes d'infection des jeunes rameaux. Les coupes transversales pratiquées à ce niveau permettent d'observer une progression profonde des hyphes dans le tissu cortical, de même qu'une progression horizontale. La nécrose des tissus superficiels en contact direct avec le mycélium est plus prononcée et intéresse les deux ou trois premières couches superficielles du cortex. Les coupes montrent également une réaction du tissu sous-jacent. Les cellules s'hypertrophient en s'allongeant puis se cloisonnent transversalement et tendent à former une zone de tissu subérifié (liège) susceptible d'arrêter la progression du parasite mais celle-ci est plus rapide (Fig. 27). Les hyphes ont franchi cette zone avant même la subérification des membranes de la zone protectrice en formation. Cette hypertrophie cellulaire du tissu cortical moyen et la tentative de formation d'une zone de liège constituent un phénomène presque constant des tissus des jeunes rameaux infectés par le champignon. Il en résulte une hypertrophie des tissus qui se manifeste extérieurement sous forme de petits renflements bombés de forme ovale.

-Six à huit jours après la contamination, les jeunes rameaux non noués se couvrent de nombreuses taches ovales légèrement bombées, de coloration uniformément brun pourpre atteignant 2 à 5 mm de diamètre. En coupes transversales pratiquées à leur niveau, on observe que la progression du mycélium est à la fois horizontale et verticale et que les cellules directement en contact avec les hyphes s'altèrent. Au-dessous de la zone mortifiée, les cellules du tissu sous-cortical moyen s'hypertrophient, s'allongent, se cloisonnent transversalement et tendent à former une zone subérifiée en vue d'arrêter la progression du mycélium; mais celui-ci franchit toujours cette zone avant que ne se forme le liège. Tandis que les hyphes progressent en profondeur et en largeur, le mycélium sous-cuticulaire se concrétionne pour constituer un stroma composé de deux ou trois couches de cellules superposées à contour polygonal ou irrégulièrement arrondi (Fig. 28) qui soulève la cuticule: ce sont les acervules en voie de formation. Aucune acervule sporifère n'a été observée au bout de cette période sur les échantillons contrôlés.

.....

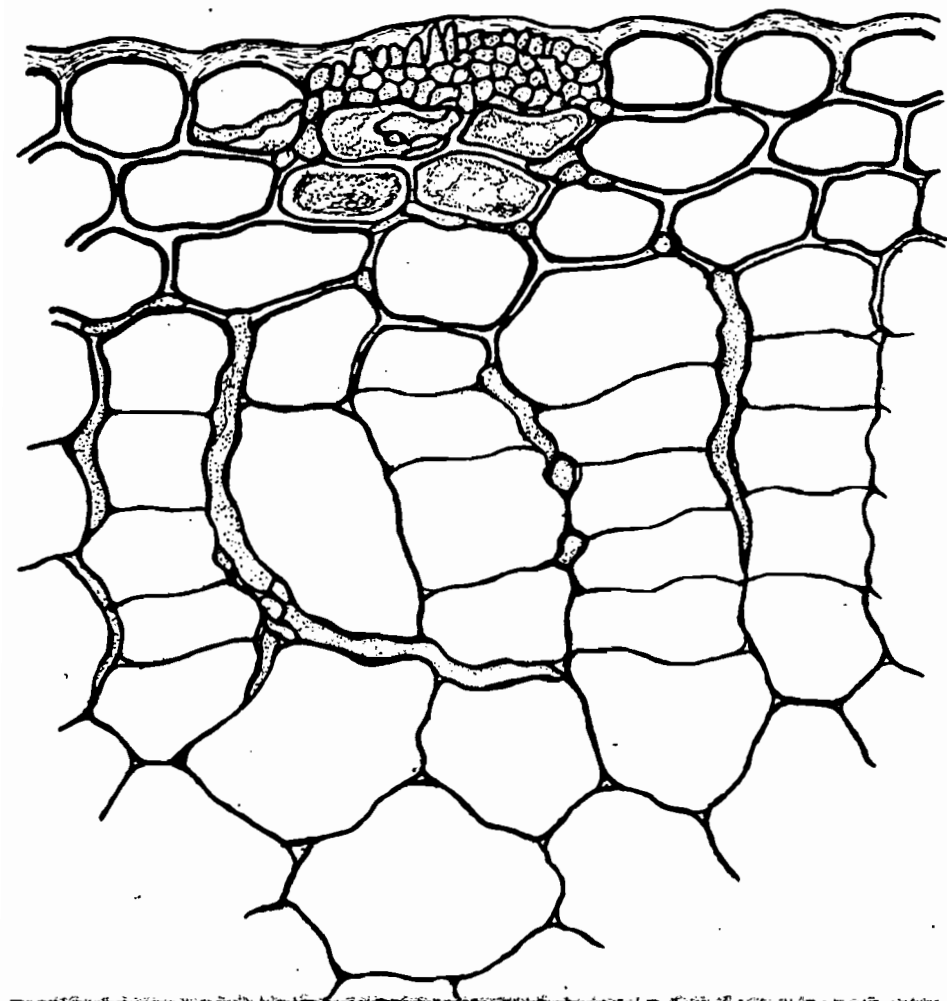


Fig.27.- Coupe transversale d'un jeune rameau d'hévéa, 8 jours après la contamination, au niveau d'une tache nécrotique à peine différenciée, montrant la formation du stroma sous la cuticule, l'altération des cellules sous-jacentes, la progression des hyphes dans les couches profondes du tissu cortical ainsi que l'hypertrophie des

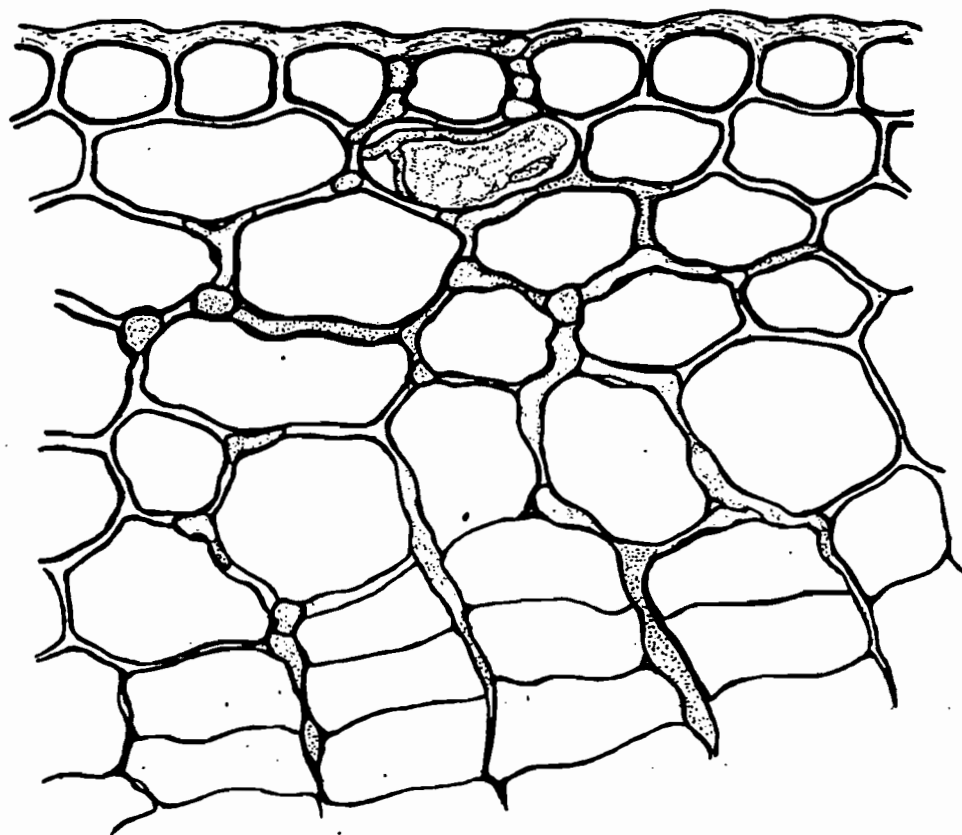


Fig. 26.- Coupe transversale d'un jeune rameau d'hévéa, 3 jours après la contamination, montrant la pénétration profonde des hyphes dans le tissu cortical ainsi que la réaction des cellules tendant à former un tissu subérisé pour barrer la progression du parasite.

-Au bout de douze jours, les symptômes externes sont très prononcés tandis que les extrémités des jeunes pousses sont noircies et tuées par le champignon. Sur les parties plus basses de ces jeunes pousses, on observe des lésions chancreuses ovales qui, au début petites, légèrement bombées et de coloration uniformément brun pourpre, s'agrandissent pouvant atteindre jusqu'à 2 cm de longueur et 0,5-1 de large. Leur partie centrale s'affaisse légèrement, prend une coloration grisâtre et est délimitée par une zone marginale brun pourpre. La région décolorée de ces lésions se fendille longitudinalement et porte de petites pustules arrondies légèrement bombées, brun grisâtre, qui sont les acervules du champignon.

Les coupes transversales (Fig. 29) mettent en évidence une nécrose profonde du tissu cortical supérieur qui noircit et s'affaisse tandis que les cellules du tissu cortical moyen s'allongent, s'hypertrophient et se cloisonnent transversalement, tendant à former une zone subérifiée protectrice. Mais comme dans les cas précédents, la progression du champignon est plus rapide et cette zone est franchie avant même que les membranes des cellules modifiées soient subérifiées.

La sensibilité des tissus à l'égard du champignon est d'autant plus grande que les rameaux sont plus jeunes. C'est ainsi que les extrémités tendres sont en général tuées rapidement par le parasite qui envahit l'écorce et le cylindre central. Par contre, l'évolution du champignon est plus lente dans les tissus des rameaux semi-lignifiés en raison de la réaction des cellules tendant à former une barrière de protection.

Les contaminations des rameaux acotés par aspersion n'ont donné que des résultats négatifs: aucune infection n'a été observée sur l'ensemble des plants. Par contre elles ont été constamment positives en appliquant la méthode de dépôt de conidies et des mycélium sur des blessures ouvertes à la surface des rameaux (Fig. 30). Mais les coupes transversales permettent de constater, dans tous les cas, la formation d'une zone subérifiée qui empêche la pénétration du champignon dans les couches profondes de l'écorce.

D'après ces résultats, on peut conclure que seuls les jeunes rameaux non acotés sont contaminés directement et que pour les rameaux acotés une blessure quelconque est nécessaire pour servir de voie d'entrée à l'hyphe d'infection.

Les pétioles des feuilles sont également attaqués, au même titre que les rameaux non acotés. L'évolution du parasite ainsi que les symptômes de la maladie sont identiques à ceux que nous avons décrits pour les jeunes rameaux.

-RESULTATS-

Les résultats de cette étude expérimentale peuvent se résumer ainsi :

-La germination des conidies au contact de fines gouttelettes d'eau, à la surface des feuilles, pétioles et jeunes rameaux, se produit au bout de 3 à 8 heures.

-Parmi les conidies germées, un faible pourcentage d'entre

.....

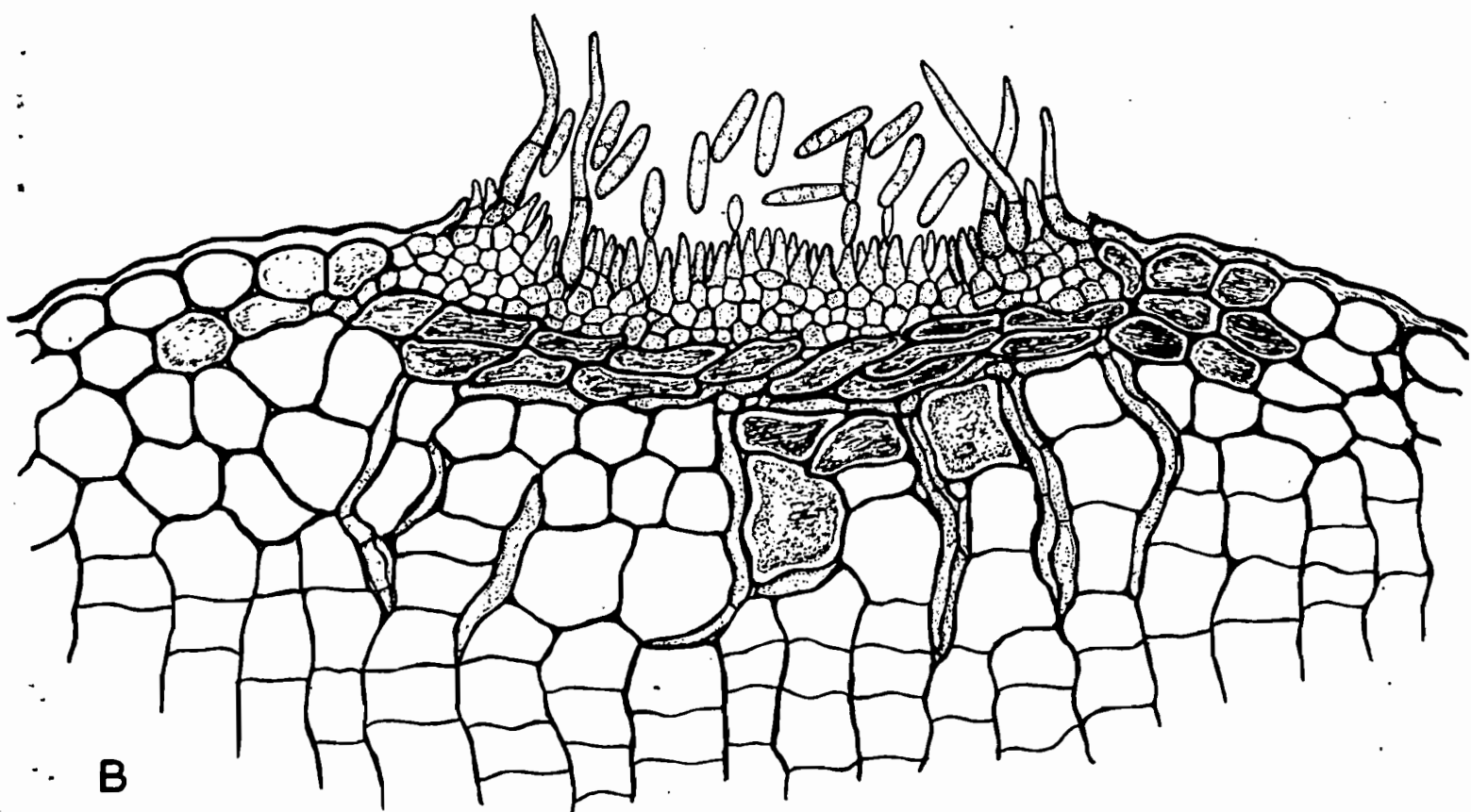
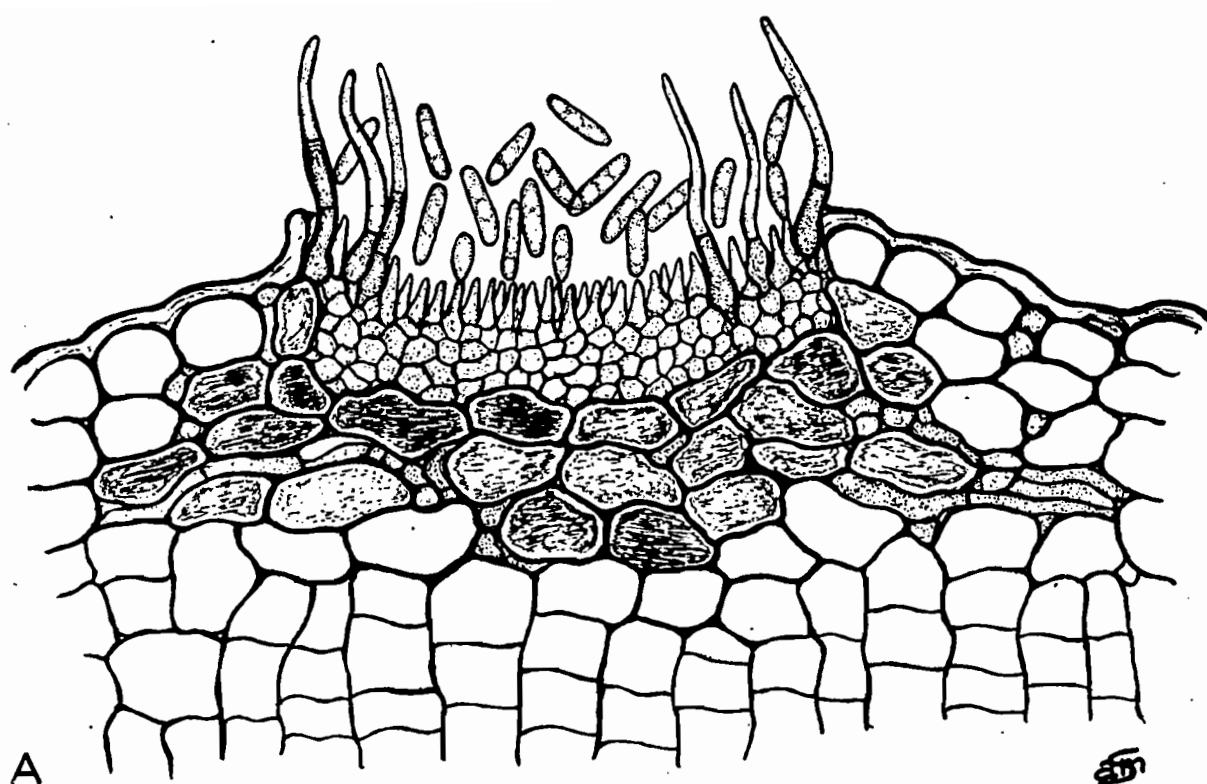


Fig. 28.- A et B : Coupes transversales au niveau d'une lésion chancreuse d'un rameau montrant l'altération profonde des tissus corticaux au-dessous des acervules ainsi que la progression du mycélium en profondeur. On y observe la formation du tissu subérifié tendant à arrêter la progression du mycélium.



Phot. J.C

Fig. 29.- Rameau montrant les lésions chancreuses provoquées par le champignon à la suite des contaminations artificielles.

elles (10 à 40%) donnent naissance à des appressoria susceptibles de provoquer des infections.

-Les premières infections des feuilles, rameaux et pétioles dans les conditions des expériences ont été observées en nombre réduit au bout de 6 à 8 heures et en nombre maximum au bout de 12 à 15 heures.

-Le plus grand nombre d'infections s'observe sur les très jeunes feuilles et sur les jeunes pousses en voie de croissance; par contre leur nombre est réduit sur les feuilles adultes et nul sur les rameaux aoûtés.

-L'infection se produit soit par la cuticule, soit à travers les stomates. L'hyphe de pénétration issue des appressoria est capable de pénétrer directement la cuticule des jeunes feuilles et des rameaux tendres et non aoûtés; par contre, elle ne peut franchir la cuticule des feuilles âgées et des rameaux aoûtés.

-La durée d'inoculation du parasite, c'est-à-dire la période qui s'écoule depuis l'infection jusqu'à l'apparition des premiers symptômes de la maladie macroscopiquement visibles, est variable suivant l'âge des feuilles et des rameaux. Sur les très jeunes feuilles et pousses en voie de croissance, elle est de 3 à 6 jours et de 7 à 8 jours sur les feuilles développées et adultes.

-La sensibilité des organes affectés est d'autant plus grande que les organes attaqués sont jeunes et tendres.

-Le champignon provoque soit des nécroses localisées (taches foliaires et lésions chancreuses sur rameaux), soit la mort des limbes et des rameaux, suivant l'âge des organes atteints.

-La présence du champignon dans le tissu cortical des rameaux provoque des réactions cellulaires se traduisant par une elongation anormale des cellules qui se cloisonnent transversalement pour former une zone subéreuse protectrice; mais les hyphes progressant plus rapidement franchissent cette zone avant que la subérification des membranes soit réalisée.

-Depuis l'infection et jusqu'à l'apparition des premières acervules sporifères, il s'écoule 8 à 12 jours suivant l'âge des feuilles et des rameaux. Ces acervules ne se forment qu'à la surface des taches nécrotiques des feuilles et des lésions chancreuses des rameaux.

Sur les très jeunes feuilles et les jeunes pousses qui les portent, la formation des acervules sporifères est rare par le fait que ces organes meurent rapidement sous l'action du parasite.

X. - IMPORTANCE des DÉGÂTS

L'anthraxose de l'hévéa, observée en mai 1956 dans les plantations des Terres Rouges en Oubangui-Chari, a pris depuis une extension inquiétante. Les dégâts sont particulièrement importants dans quatre blocs de jeunes hévéas âgés de deux à cinq ans (planting 1951 à 1954), comprenant d'une part 158,2 ha d'un mélange d'illégitimes (seedlings) et d'autre part 142,9 ha de 10 clones greffés, dont le plus important SAF 1 couvre à lui seul une superficie de 105,6 ha; soit au total 280,1 ha gravement atteints.

Les attaques, très sévères durant toute la saison pluvieuse

.....

provoquent d'une part une chute massive des jeunes feuilles en formation, particulièrement sensibles à la maladie, et, d'autre part, sur les feuilles développées, l'apparition de nombreuses taches nécrotiques ayant comme conséquence la diminution de leur surface assimilable et leur déformation. Les jeunes pousses en voie de croissance sont souvent tuées par le parasite tandis que les rameaux semi-lignifiés se couvrent de nombreuses lésions chancreuses qui servent souvent de portes d'entrée à d'autres parasites.

La maladie conduit ainsi à un affaiblissement général des sujets atteints, et à un retard marqué dans leur croissance. Elle a aussi une action néfaste sur la productivité des arbres en latex car l'écorce des hévéas ayant souffert d'anthracnose pendant leur jeune âge est mal formée, reste mince et le nombre de canaux laticifères est réduit. En outre, les fortes attaques des rameaux suivies de la mort des extrémités des jeunes pousses et en particulier de la partie terminale de la tige, ainsi que les nombreuses lésions chancreuses des rameaux semi-acôtés provoquent une déformation de la tige qui rend difficiles les futures saignées.

Parfois la maladie peut provoquer la mort des jeunes sujets, mais ce cas est peu fréquent dans les plantations des Terres Rouges. Elle sévit également avec intensité dans les pépinières; les plantules fortement atteintes se développent mal, demeurent chétives et souvent leur tige se déforme et reste grêle.

L'importance des dégâts observée dans les jeunes plantations d'hévéas des Terres Rouges compromet sérieusement l'avenir de cette culture si des mesures ne sont pas prises à temps pour détruire le parasite ou tout au moins diminuer ses effets. Des traitements anticryptogamiques efficaces appliqués à titre préventif à des périodes déterminées sont seuls susceptibles d'éliminer la maladie.

XI.- MOYENS de LUTTE

L'étude biologique du champignon ainsi que les expériences de contaminations artificielles sur les jeunes hévéas ont permis de préciser que :

1°/Les conidies de Colletotrichum gloeosporioides f. heveae germent au bout de 3 à 6 heures lorsqu'elles sont au contact de fines gouttelettes d'eau et en présence d'une température optimum de 27-28°C. La germination se réalise également dans une atmosphère saturée de vapeur d'eau mais elle est plus lente. Un faible pourcentage de germination a été obtenu dans une atmosphère à 92% d'humidité; aucune germination ne se produit à 86,3%.

Les conditions d'humidité étant les plus favorables, aucune germination n'est possible au-dessus de 35°C.

Ceci conduit à penser que dans la Nature, les pluies fines et surtout les rosées matinales couvrant la surface des feuilles et des rameaux de fines gouttelettes d'eau, offrent les conditions idéales pour la germination des conidies, la température ambiante au cours des premières heures de la matinée étant le plus souvent propice.

2°/La température et l'humidité étant favorables, les premières infections des feuilles et des rameaux se produisent 6 à 8 heures après la contamination et le maximum au bout de 12 à 15 heures.

3°/L'hyphe d'infection issue des appressoria des conidies germées est capable de pénétrer directement la cuticule des jeunes feuilles et rameaux non aoûtés, elle est par contre incapable d'infecter les feuilles âgées et les rameaux aoûtés. D'après les résultats des expériences, la plupart des infections se réalisent par la face supérieure du limbe moins souvent par la face inférieure et dans ce dernier cas, l'infection se fait le plus fréquemment par les stomates. Le parasite affectant surtout les jeunes feuilles et les rameaux tendres en voie de croissance, ce sont surtout ces organes qui doivent être protégés par des produits anticryptogamiques.

4°/La durée d'incubation de la maladie varie de 3 à 6 jours. L'apparition des acervules sporifères au niveau des taches nécrotiques se produit en général 3 à 12 jours après l'infection, d'où la possibilité de nouvelles contaminations des feuilles et des jeunes rameaux; pour les éviter, il est indispensable de protéger leur surface avec un fongicide et les premiers traitements de choc doivent être aussi rapprochés que possible pour éliminer les premières sources d'infection.

5°/Les conidies qui se forment sur les acervules au niveau des taches nécrotiques des feuilles et rameaux sont les seuls organes de propagation de la maladie. Leur formation et leur détachement sont particulièrement favorisés par l'humidité élevée. Elles sont transportées très facilement par le vent, les insectes et les pluies à de grandes distances dispersant ainsi la maladie.

Le rôle des ascospores de la forme périthéciale Cl. cingulata dans la propagation du parasite est probablement très réduit. En effet, dans la Nature, la formation des périthèces sur feuilles et rameaux d'hévéas morts de la maladie doit être rare dans les conditions écologiques de l'Oubangui-Chari : jusqu'ici nous n'en avons jamais observé.

6°/L'antracnose de l'hévéa étant une maladie interne, il est impossible de la combattre quand le champignon a pénétré les tissus. De ce fait, les mesures et les moyens de lutte à appliquer sont d'ordre préventif. Les différents auteurs et expérimentateurs qui ont étudié cette maladie ne donnent que peu d'indications à ce sujet. Pour lutter contre G. albo-rubrum aux Indes Néerlandaises, LA RUE et BARTLETT (30) préconisaient en 1923 des mesures d'ordre cultural tendant à maintenir les hévéas dans un état vigoureux. WRIGHT (69) signalant le même champignon aux Indes en 1925, conseillait les mêmes mesures. L'ablation des rameaux bien au-dessous des tissus envahis par le parasite est, d'après WORSER et BARAT (1.c.) une méthode de lutte efficace pour lutter contre la maladie de l'hévéa en Cochinchine. En 1955, ROGER (47) conseille l'ablation de tous les rameaux attaqués au-dessous de la partie desséchée, de les brûler sur place et d'enduire les plaies d'élagage d'un revêtement protecteur composé d'un mélange de résine et de coaltar (formule BUCHICOURT); pour les jeunes sujets fortement attaqués nécessitant un élagage sévère,

.....

l'auteur recommande l'application d'une fumure azotée en vue de favoriser la reprise de la végétation. Pour lutter contre Colletotrichum heveae sur plantules en pépinière, il conseille le ramassage et l'incinération des feuilles atteintes et tombées à terre. D'après LANGFORD (et alt.), étudiant le die-back des rameaux d'hévéas causé par Glomerella cingulata (23) dans les plantations de la Basse Vallée de l'Amazonie, la maladie peut être efficacement combattue par l'application d'engrais complets. D'après LA RUE (l.c.), l'amélioration de la vigueur des arbres par cette méthode et par l'application de mesures culturales appropriées peut être efficace dans certains cas pour éviter les attaques de Gloeosporium albo-rubrum mais la maladie apparaît également sur des individus très robustes.

La plupart des auteurs considèrent comme incertains les résultats des traitements anticryptogamiques dans la lutte contre l'antracnose. En 1936, à part le drainage des sols humides, CHARLES (52) conseille l'emploi du soufre par poudrage des feuilles atteintes à raison de quatre traitements espacés chacun de cinq jours. En 1939, KUONENIUS (l.c.) indique que dans l'Ouest de Sumatra, des résultats satisfaisants ont été obtenus dans la lutte contre G. heveae en appliquant des traitements au Cryptonol (sulfate d'orthoxyquinoléine) à la dose de 0,05%. En 1953, au Brésil, LANGFORD (l.c.) préconise l'emploi de Dithane 278 ou de Parzate dans les pépinières ainsi que l'utilisation de clones tolérants. CARPENTER et STEVENSON (l.c.) signalent que, d'après les essais de fongicides de LANGFORD et ECHEVERRI (27), les attaques de Glomerella cingulata sont d'importance mineure dans les pépinières d'hévéas traitées avec ces mêmes produits pour le contrôle de Nothidella ulmi. Les essais de lutte contre G. albo-rubrum entrepris au laboratoire par RIGGSBACH (l.c.) ont montré que ni le soufre (poudre mouillable et non mouillable), ni les fongicides contenant 1% de cuivre n'avaient un effet quelconque sur le champignon.

Dans le but de déterminer l'efficacité préventive de certains fongicides contre l'antracnose de l'hévéa, des essais ont été effectués d'une part in vitro afin de connaître l'action inhibitrice de chacun sur la germination des conidies, et d'autre part, sur plantules en bacs en vue de déterminer le degré de leur efficacité et la durée de celle-ci.

ACTION INHIBITRICE de quelques FONGICIDES sur la GERMINATION des CONIDIES.

Onze produits, employés chacun à trois concentrations différentes, ont été testés au laboratoire en appliquant les deux procédés suivants :

1°/Conidies prélevées de culture du champignon sur Potato dextrose agar et placées dans une goutte pendante d'une solution déterminée de chaque fongicide dans les cellules de Van Tieghem.

2°/Pulvérisation sous forme de fines gouttelettes d'une suspension de conidies dans des solutions déterminées de chaque fongicide à la surface de minces couches de gélose étalées sur lames.

.....

Pour chaque produit et chaque concentration, trois cellules de Van Tieghem et trois lames ont été ainsi préparées, ainsi qu'un témoin pour chaque série contenant des conidies en suspension dans de l'eau de pluie. Ces préparations étaient placées dans des chambres humides de Malassay dont l'atmosphère était maintenue à saturation afin d'éviter l'évaporation des fines gouttelettes. Au bout de 12 heures à 27°C, il a été procédé au comptage des conidies germées pour chaque produit et chaque concentration comparativement aux témoins.

-LISTE des FONGICIDES TESTES et des DOSES EMPLOYEES-

-TABLEAU IV-

FONGICIDE	COMPOSITION	D O S E S					
		1er Lot		2e Lot		3e Lot	
		Dose normale		+ Dose norm.		+ Dose normale	
Oxychlor 50	Oxychlorure tétracui- vrique à 50% de cui- vre métal.	I	%	0,5	%	0,25	%
Viricuivre	Oxychlorure de cuivre à 50% de cuivre métal.	I	%	0,5	%	0,25	%
Cupravit	Oxychlorure de cuivre à 50% de cuivre métal.	I	%	0,5	%	0,25	%
Perenox	Oxyde de cuivre à 50% de cuivre métal.	I	%	0,5	%	0,25	%
Rhodiacuivre	Sulfate basique de cuivre à 35% de cui- vre métal.	I,4	%	0,7	%	0,35	%
Bouillie bordelaise	Sulfate de cuivre à 25% de cuivre métal.	2	%	I	%	0,25	%
Fermate	Diméthylthiocarbamate de fer à 76%.	0,25	%	0,125	%	0,065	%
Zerlate	Diméthylthiocarbamate de Zinc à 76%.	0,25	%	0,125	%	0,065	%
Ziramine	Diméthylthiocarbamate de Zinc à 90%.	0,25	%	0,125	%	0,065	%
Dithane Z78	Ethylène bidithiocar- bamate de Zinc à 65%.	0,3	%	0,15	%	0,075	%
Cryptonol	Sulfate d'orthoxyqui- noline à 95%.	0,01	%	0,005	%	0,0025	%

.....

Les résultats du contrôle du pourcentage de germination sont résumés dans le tableau suivant (C.V.T. = Cellule Van de Tieghem; L.G. = Lame gélosée) :

-TABLEAU V-

FONGICIDE	POURCENTAGE de GERMINATION							
	1er lot		2è lot		3è lot		TEMOIN	
	Dose normale		Dose normale		Dose normale			
	C.V.T.	L.G.	C.V.T.	L.G.	C.V.T.	L.G.	C.V.T.	L.G.
Oxychlor 50	0	0	2	4	13	32	98	100
Viricuire	0	0	3	5	10	27	100	99
Cupravit	0	0	5	11	12	25	87	98
Perenox	0	0	0	2	7	12	95	100
Rhodiacuire	0	0	5	7	14	35	99	94
Bouillie Bordelaise.	0	0	0	0	0	0	100	91
Fermate	0	0	0	0	0	0	94	97
Zerlate	0	0	0	0	0	0	97	100
Ziram ^{trine}	0	0	0	0	0	0	100	100
Dithane Z 78	0	0	9	12	28	60	93	96
Cryptonol	0	0	0	0	0	0	97	100

Ces deux séries d'expériences montrent que :

1^{re} - Tous les produits anticryptogamiques testés employés aux doses normales inhibent la germination des conidies alors que la germination variait de 87 à 100% pour les témoins.

2^{de} - La germination est nulle avec le Fermate, le Zerlate, la Ziramine, le Cryptonol et la bouillie bordelaise employés à des concentrations variant de la moitié au quart des doses normales. Par contre, avec les autres produits utilisés à demi-dose, la germination variait de 2 à 7% et à quart de dose normale, de 7 à 35%.

ESSAIS de LUTTE PREVENTIVE contre l'ANTHRACNOSE
sur JEUNES HEVEAS PLANTES en BACS.

Les sept fongicides suivants aux doses indiquées ont été choisis pour ces essais :

Viricivire	: 1%
Oxychlor 50	: 1%
Perenox	: 1%
Fernate	: 0,25%
Zerlate	: 0,25%
Dithane Z 78	: 0,30%
Cryptonol	: 0,01%

DISPOSITIF EXPERIMENTAL

Trente cinq bacs contenant chacun vingt cinq plantules d'hévéas âgées de six mois ont été utilisés et répartis en sept lots à raison de cinq bacs par lot et par produit à tester, numérotés de I à V, le 5^e servant de témoin. Les quatre bacs traités de chaque lot l'ont été avec les produits suivants :

Lot n° I	: Zerlate
Lot n° II	: Viricivire
Lot n° III	: Cryptonol
Lot n° IV	: Oxychlor 50
Lot n° V	: Fernate
Lot n° VI	: Dithane Z 78
Lot n° VII	: Perenox.

- Les plantules des bacs I et III des sept lots ont subi :
Un traitement anticryptogamique avec le produit correspondant suivi de trois contaminations, la 1^{ère} effectuée 3 heures après le traitement la 2^e, 10 jours après la 1^{ère} et la 3^e, 20 jours après la 2^e.
- Les plantules de bacs II et IV des sept lots ont subi :
Une contamination suivie de trois traitements : le 1^{er}, trois jours après la contamination; le 2^e, 10 jours après le 1^{er} et le 3^e 20 jours après le 2^e.
- Les plantules des bacs V des sept lots, servant de témoins ont été contaminées une seule fois.

Contamination des plantules

Par pulvérisation sur feuilles et rameaux d'une suspension de conidies dans de l'eau de pluie, prélevées sur cultures âgées de 8 à 10 jours, en prenant soin de couvrir la surface foliaire de très nombreuses et fines gouttelettes.

Traitement des plantules

Les traitements ont été effectués à l'aide d'un petit pulvérisateur de 2 litres de capacité, on prenant soin de couvrir les organes à traiter de très fines gouttelettes de bouillie dont $\frac{1}{2}$ litre environ permettait de traiter les 25 plants de chaque bac.

Contrôle des essais

Le contrôle des plantules pour chacune des deux combinaisons....

a été effectué à trois reprises, le 1er au bout de 10 jours, le 2^e 20 jours après le 1er et le 3^e, 15 jours après le 2^e. Comme critères, nous avons pris en considération la présence ou l'absence de taches nécrotiques, leur densité sur les feuilles, la chute des feuilles, la présence ou non de lésions nécrotiques sur les jeunes pousses et la nécrose de leurs extrémités. Les attaques ont été ainsi classées en quatre catégories :

- 1/Attaque nulle(0): Absence totale de toute tache nécrotique visible macroscopiquement.
- 2/Attaque légère(+): Quelques taches nécrotiques sur les feuilles.
- 3/Attaque forte(++): Présence de très nombreuses taches nécrotiques sur les feuilles et de lésions chancreuses sur les jeunes rameaux.
- 4/Attaque très forte(+++): Présence de très nombreuses taches nécrotiques, chute des très jeunes feuilles, die-back des jeunes pousses ou nombreuses lésions chancreuses.

RÉSULTATS

Bien que ces essais ne permettent pas une interprétation statistique, ils donnent cependant certaines indications sur la valeur fongicide de chaque produit testé ainsi que la durée de leur action préventive sur les organes à protéger. Ce qui permet d'établir le nombre et la fréquence des traitements à appliquer pour éviter les infections ou tout au moins pour réduire au minimum les dégâts causés par la maladie.

Les résultats obtenus figurent dans le tableau ci-après :

- TABLÉAU VI-

-TABLEAU VI-

LOT	FONGICIDE	DOSE	BACS I			BACS II			BACS III			BACS IV			BACS V		
			I traitement			I contamination			I traitement			I contamination			Témoins		
			3 contaminations			3 traitements			3 contaminations			3 traitements			1 contamination		
			CONTROLE			CONTROLE			CONTROLE			CONTROLE			CONTROLE		
			101.	201.	451.	101.	201.	451.	101.	201.	451.	101.	201.	451.	101.	201.	451.
I	ZERLATE	0,25%	0	0	+	+	+	0	0	0	+	+	+	0	+	++	+++
II	VIRICUIVRE	1%	+	+	++	+	+	+	0	++	++	++	+	+	++	++	+++
III	CRYPTONOL	0,01%	●	+	+++	+	+	+	+	++	+++	+	+	+	++	++	++
IV	OXYCHLOR 50	1%	0	+	++	+	+	+	0	++	++	+	+	+	++	++	+++
V	FERMATE	0,25%	0	0	++	+	+	0	0	0	++	++	+	0	++	++	+++
VI	DITHANE 278	0,3%	0	++	+++	+	+	+	+	+	++	++	+	+	+	++	++
VII	PERENOX	1%	0	+	++	+	+	+	0	+	++	++	+	+	++	++	++

Les expériences des bacs I et III qui ont subi un seul traitement suivi de trois contaminations dont la première, trois heures après le traitement, et les autres au bout de dix et vingt jours montrent que :

- Tous les fongicides testés préservent plus ou moins efficacement les jeunes hévéas contre les attaques d'antracnose, mais la durée de leur efficacité préventive est limitée et ne dépasse pas vingt à trente jours suivant les produits. Pour protéger les arbres contre de nouvelles infections, il est nécessaire d'effectuer plusieurs traitements espacés de dix à vingt jours ou un mois au maximum.

- Parmi tous les produits testés, le Zerlate et le Fermate se révèlent les plus efficaces et de plus longue durée (au moins trente jours).

Les expériences des bacs II et IV qui ont subi une contamination suivie de trois traitements montrent que :

- L'application de trois traitements répartis en un mois avec les sept fongicides testés, le premier au moment de l'apparition de la maladie, arrêtent ou diminuent sensiblement son extension. Le Zerlate et le Fermate se révèlent plus efficaces que les autres produits.

CONCLUSION

L'étude du parasite et de sa biologie, les essais d'inoculations artificielles des plantules, les essais in vitro et en bacs sur l'efficacité de certains produits anticryptogamiques, permettent d'établir que pour lutter efficacement contre l'antracnose de l'hévéa, les mesures suivantes sont indispensables :

- 1^{re}/ - Diminuer les sources de contamination en supprimant par un élagage sévère tous les rameaux fortement atteints ou morts de la maladie qui seront brûlés ainsi que, dans la mesure du possible, toutes les feuilles tombées à terre.
- 2^{re}/ - Appliquer des engrais azotés au pied de tous les hévéas fortement atteints pour augmenter leur vigueur.
- 3^{re}/ - Effectuer trois traitements préventifs en l'espace d'un mois : le 1^{er} dès l'apparition des premières jeunes feuilles ; le 2^e dix jours après le 1^{er} et le 3^e, 20 jours après le 2^e.

Le diméthylidithiocarbamate de zinc (Ziram) ou le diméthylidithiocarbamate de fer (Ferbam) sont conseillés, à la dose de 0,25% en pulvérisation ou 2 kg, 5 kg/ha en atomisation, en raison de leur efficacité plus marquée et de longue durée.-/

Décembre 1957

Laboratoire de Phytopathologie de
la Station Centrale de BOUKOKO (A.E.F.)

- BIBLIOGRAPHIE -

1. ALLESCHER (A.).- Die Pilze in Rabenhorsts Kryptogamenfl. Deutschl., 6, 1903.
2. ALTSON(R.A.).- Report for the period January 1946 to December 1948. Pathological Division. (Rep. Rubb. Res. Inst. Malaya, 1945-48, pp.96-190, 1950).
3. ____.- Report of the Pathological Division. Rubber Research Institute Malaya for 1950. (34 p., 1953).
4. ____.- Report of the Pathological Division. Rubber Research Institute Malaya for 1951 (34 p., 1953).
5. ANANDA RAU(S.) et VENKATARAMANI(K.S.).- Mycological and Report of the Botanist 1948-49. (Adm. Rep. Tea Sci. Sect. Uni. Plant. Ass. S. Ind., 1948-49, pp. 15-21, 28-32, 3 graphs., 1949).
6. ANSTEAD(R.D.).- Diseases of Para Rubber(Planters'Chron., V, p.140, 1910).
7. ARX(J.A.von).- Die Arten der Gattung Colletotrichum Cda. (Phytopath. Z., 29, 4, pp.413-468, 1957).
8. ____ et MULLER(E.).- Die amerosporen Gattungen der Pyrenomycoeten. (Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz, 11, I, 434 p., 1954).
9. BARAT(H.).- Etudes de la Division de Phytopathologie(Section Sud-Indochinoise de l'Institut de Recherches Agronomiques) au cours de l'année 1930. II. Laboratoire de Cryptogamie. (Bull. Econ. Indochine N.S., XXXIV, pp.779 B-796 B, 1931).
10. BORGET(M.).- Nouvelles recherches sur les champignons parasites de l'hévéa en Indochine. (Rev. Bot. appl., XXIX, 317-318, pp. 117-123, 1 graph., 1949).
11. ____.- Toxicité de cinq nouveaux fongicides pour quelques espèces de champignons hévéicoles(Cahiers I.R.C.T., 1V, 13 p., 1949).
12. CARPENTER(J.B.)et STEVENSON(J.A.).- A secondary leaf spot of the Hevea Rubber tree caused by Glomerella cingulata (Pl. Dis. Rept 38, 7, pp. 494-99, 1954).
13. CHEVAUGEON(J.).- Enquête phytopathologique dans le bassin du Cavally (Rev. Myc. XXI, Suppl. Colon., 2, pp.57-86, 9 figs, 1 carte, 1956).
14. OLARA(F.H.).- Anthracnose disease of Mango in the Philippines. (Philipp. Agric. Rev., XX, 2, pp. 271-273, 1927).
15. CONDA(A.G.J.).- Pilze(in STURN: Deutschlands Flora, 3, pp.41-42, Pl. 21, 1837).
16. DESLANDES(J.A.).- Observacoes fitopatologicas na Amazonia(Bol. fitosan. Minist. Agric. Rio de J., I, 3-4, pp.197-242, 5 pl., 23 figs., 1944).

17. DESMAZIERES(J.B.H.J.) et MONTAGNE(J.C.F.).- in Ann.Sc.Nat.ser.3, II, p. 295, 1849).
18. HENMI(T.).- Beiträge zur Kenntnis der japanischen Gloeosporien.(J. Coll.Agr. Hokkaido Imp.Univ., Sappora 9, 1, 159 p., 1920)
19. ____.- Nachträge zur Kenntnis der Gloeosporien.
(J.Coll.Agr.Hokkaido Imp. Univ., Sappora 9, pp. 305-436, 1921).
20. HILTON(R.H.).- Studies in leaf diseases of Hevea in the nursery and the plantation.(Arch. Rubbercult.Ned-Ind.1953 pp.149-154, 1953).
21. ____.- South American Leaf Blight(J. Rubber Research Institute Malaya, XIV, 293, p.354, 1955).
22. JOHN(K.P.).- A hitherto undescribed leaf disease of Hevea Rubber caused by a species of Colletotrichum. (J.Rubb.Res.Inst. Malaya,14, Commun. 278, pp.II-19, 3 pl., 3 figs., 1952).
23. KAIMAL(K.N.).- Notes on some common diseases of the Rubber tree in South India(Plant. Chron., XLVIII, 19, pp.516-21, 1953).
24. KEUCHENIUS (A.A.M.N.).- Overzicht van de ondernemingscultures in het rayon West-Sumatra gedurende 1958.
(Bergcultures, XIII, 18, pp. 569-576, 1939).
25. KRUGER(F.).- Beiträge zur Kenntnis einiger Gloeosporien.
(Arb.K.biol.Anst.Landw.Forstw.9, pp.233-323, 1913).
26. LANGFORD(M.H.).- Hevea diseases of the Amazon Valley.(Bol.téc.Inst. Agron.Norte 27, 29 pp., 13 pl., 1953).
27. ____ et ECHEVERRI(H.).- Control of South American leaf blight by use of a new fungicide(Turrialba, 3, pp.102-105, 1953).
28. ____, CARPENTIER(J.B.), MANIS(W.E.), GORENZ(A.M.) et IMLE(E.P.).- Hevea diseases of the Western hemisphere(Pl.Dis.Reptr., Suppl. 225, pp.37-41, 1954).
29. LA RUE(O.D.).- Notes on the failure of the seed crop of Hevea brasiliensis on the East Coast of Sumatra.
(Papers Michigan Acad.Science,III, pp.193-201, 1924).
30. ____ et BARTLETT(H.H.).- A leaf-fall disease of Hevea brasiliensis Mill. Arg.due to Gloeosporium albo-rubrum Petch.(Papers Michigan Acad.Science Arts and Letters,pp. 73-90, 1923).
31. ____, ____.- Diplodia disease of Hevea brasiliensis(Papers Michigan Acad. Science, Arts and Letters, pp.91-107, 1923).
32. MAEN(O.E.T.).- Investigation of the Rubber Industry in Papua and New Guinea.I.(Papua and New Guinea Agric.Gaz.,VIII, 2, pp.40-56, 1953).
33. MARTIN(W.J.).- Diseases of the Hevea Rubber tree in Mexico 1943-46
(Pl. Dis.Reptr., XXXI, 4, pp.155-158, 1947).
34. MITRA(N.).- Some diseases of crops in the Anadaman Islands(Agric.Res. Inst.Pusa,Bull.195, 14 pp., 1929).

35. MURRAY(R.K.S.).- A preliminary note on a disease of young Rubber buddings.
(Trop.Agricult., LXXIII, 4, pp.238-239, 1929).
36. NEWSAM(A.).- Report of the Pathological Division Rubber Res.Inst. Malaya for 1949(50 p., 1953).
37. ____.- Pathological Division(Rep. Rubb.Res.Inst.Malaya, 1952, pp.58-72, 1954).
38. PARK(H.).- Report on the work of the Mycological Division.
(Ceylan Administration Reports, Report of the Direction of Agric.for 1931, pp. DI03-D111, 1932).
39. PERIES(O.S.).- Report of the Mycology Department for the year 1955.
(Rep. Rubb.Res.Bd. Ceylon, 1955, pp. 70-81, 1956).
40. PETCH(T.).- Description of new Ceylon Fungi(Ann.Roy.Bot.Gard.Perdaniya, III, 1906).
41. ____.- Dis-back of Hevea brasiliensis (Oiros.and Agron.Journ.Roy. Bot.Gard.Ceylon, IV, pp. 307-21, 1910).
42. ____.- The diseases and pests of the Rubber tree(Macmillan, Londres, 278 p., 1921).
43. PETRAK(F.).- Mykologische Notizen X (Ann.Mycol., 27, pp. 324-410, 1929).
44. RAMAKRISHNAN(T.S.)et BUNDARAM(N.V.).- Additions to the fungi of Madras XV(Proc.Indian Acad. Sci., Sect.B, 38, 5, pp.187-194, 9 figs, 1953).
45. RICHARDS(R.K.).- Diseases of the leaves and stems of Hevea brasiliensis in the Malaya Peninsula(Agr.Bul. Fed.Malaya States, V, pp. 307-317, in Proc.1st Agr.Conf.Malaya, pp.44-54,1917).
46. RIGGENBACH(A.).- Report of the Plant Pathology Department.
(Rep. Rubb. Res. Inst.Ceylon, 1956, pp. 40-48, 1957).
47. ROGER(L.).- Phytopathologie des pays chauds T.II.
(Encyclop.mycol., XVIII, pp. 1820-22, Lechev., Paris, 1953).
48. SACCOARDO(F.A.).- Sylloge Fungorum(3, 1884).
49. SACCOAS(A.M.).- Les principales maladies cryptogamiques de l'hévéa en A.E.F.(Agron.Trop., VIII, 2, pp. 176-198, 11 figs.,1953).
50. SCHRENK(H. von) et SPAULDING(P.).- The bitter rot fungus.(Science n.S., vol. XVII, pp. 750-51, 1903).
51. SHARPLES(A.).- Hevea mildew in Ceylon and Malaya.
(Malayan Agric.Journ., XIV, 4, pp. 88-90, 1926).
52. ____.- Diseases and pests of the Rubber tree (Londres, 1936).
53. SHEAR(O.L.) et WOOD(A.K.).- Studies of fungous parasites belonging to the genus Glomerella(U.S. Dept.Agr., Bur.of Plant Industry, Bull. 252, 110 p., 1913).
54. SMALL(W.).- Report of the Botanist.(Ann. Rpt.Dept.Agr.Uganda, pp. 59-62, 1914).

55. SMALL(W.).- Notes on species of Colletotrichum and Phoma in Uganda.
(Kew.Roy.Bot.Gard.Bul., 1921, pp.57-67).
56. ____.- On the occurrences of a species of Colletotrichum(Trans.Brit.
Mycol. Soc., XI, 1-2, pp. 112-137, 1926).
57. SNOWDEN(J.D.).- Report of the Government Botanist for the period
1st April to 31st December 1920.(Ann. Rept. Dept.of Agric.
Uganda for the nine months ending December 31, 1920, pp.43-46,
1921).
58. SCOTARDI(R.G.).- Geslaagde inoculatieproven met Phomopsis heveae
(Patch)Doedijn, Geïsoleerd uit jonge Heveasaailingen met sten-
gelinsterwing(Arch. Rubbercult., XVI, 4, pp. 279-288, 3 figs.,
1949).
59. SOUTHWORTH(E.A.).- Ripe rot of grapes and apples.(J. of Mycol.6,pp.
164-173, 1891).
60. STEINMANN(A.).- Over de instervingsziekte bij Hevea brasiliensis.
(Arch. Rubbercult.Nederland-Indie, jaarg 6, pp.93-112,
(Mededeelingen van het Rubberproefstation "West Java").
61. STONEMAN(B.).- A comparative study of the development of some an-
thraces(Bot.Gaz.,26, pp. 69-120, 1898).
62. VAN BUDEN(J.H.).- Report of the Mycology Department for the year
1953.(Rep. Rubb.Res. Bd Ceylon, 1953, pp.57-68, 1954).
63. VAN HALL(C.J.J.).- Ziekten en Plagen der Culturgewassen in Neder-
landsch-Indie in 1920(Med.van het Inst.voor Plantenziekten,
46, 50 pp., 1921).
64. VERMOESEN(F.M.C.).- A propos des maladies cryptogamiques des Hévéas
dans les plantations de Bakusu(Coquilhatville)District de
l'Equateur.(Bull.Agric.Congo Belge, V, pp.312-321, 1914).
65. VINCENS(F.).- Rapport sommaire sur les travaux effectués au Labora-
toire de Phytopathologie de l'Institut Scientifique de l'Indo-
chine du 1^{er} juillet 1919 au 1^{er} juillet 1921.(Saigon, Imprim.
Comm., 19 pp., 1921).
66. WEIR(J.R.).- A pathological survey of the Para Rubber tree(Hevea
brasiliensis)in the Amazone Valley.(Washington, U.S.Dept.Agric.
Bull.1380, 129 pp., 21 pl., 1926).
67. WIJBRANKS(J.R.).- Bliksemschade in jonge Hevea-aanplanten(Bergcul-
tures, 26, 13, pp. 291, 293, 295, 297, 2 figs., 1 diag., 1957).
68. WORMSER(G.)et BARAT(H.).- Une maladie de l'hévéa en Cochinchine(No-
te préliminaire).(Rev.Path.Vég.et Ent.Agric?, XVII, 2, pp.15-
20, 2 pl., 1 fig., 1930).
69. WRIGHT(G.H.).- Leaf diseases of Hevea(India Rubber Journ.LXX, 23,
pp. 15-17, 26, pp.15-17, 1925).
70. ____.- The modern aspects of disease control(India Rubb.Journ., LXX,
13a, pp.40-43; 18, pp. 15-16; 19, pp.17-19, 1925).
71. X .- Scientific research notes. Leaf diseases(Bull.Rubber Grower's
Assoc., VII, 10, pp. 606-607, 1925).

72. X.- Mycology(Ann.Rept.Lands and Forests Dept.Sierra Leone for the year 1924, pp. 17-19, 1926).
 73. X.- Reports on disease of plants in Ceylon during 1927(Ceylon Dept of Agric.Tech.Repts for the year 1927, pp. I-II, 1928).
 74. X.- Annual Reports for 1949-51 of the Pathological Division of the Rubber Research Institute of Malaya.(50 pp., 1 fig., 34 pp., 1 fig.; 34 pp., 1 fig., 1953).
 75. X.- Gloeosporium leaf disease(R.R.I. Plant.Bull., N.S., 24, pp.53-54, 2 figs., 1956).
 76. X.- Secondary leaf fall.(R.R.I.Plant.Bull. N.S., 27, pp. 105-109, 4 figs., 1956).
-