

Germination conidienne des Diatrypacées: rôle du substrat et de l'inoculum mis en évidence chez *Anthostoma decipiens*

F. Rappaz

Université de Lausanne, Institut de Botanique Systématique et de Géobotanique,
Bâtiment de Biologie, CH-1015 Lausanne, Switzerland

Rappaz, F. (1992) Conidial germination in Diatrypaceae: influence of substrate and inoculum source in *Anthostoma decipiens*. – *Sydowia* 44(2): 294–306.

Oxygen is a limiting factor for conidial germination in *Anthostoma decipiens*. Two factors are apparently responsible for the germination. An extracellular factor, possibly found within the conidial matrix, may be substrate-related, because the frequency of germination is higher in conidia formed on sterilized twigs (76% after 3 d) than in conidia produced on malt agar (8% after 3 d). Germination is also higher in conidia derived from conidial isolates (76% after 3 d) than in those produced by ascospore isolates (9% after 3 d). This points to an endogenous factor that reflects the influence of the inoculum source.

Keywords: Diatrypaceae, conidial germination, fungal physiology.

Au siècle passé, les frères Tulasne (1863) en France et Füsting (1867) en Allemagne sont les premiers à rechercher le rôle des conidies produites par les Diatrypacées. Les observations des Tulasne (1863) conduisent à une image disparate: les conidies d'*Eutypa maura* (Fr.) Fuckel (nommé par eux *E. acharii*) et d'*Anthostoma decipiens* (DC.) Nitschke germent après quelques jours dans l'eau, alors que celles d'*E. lata* (Pers.) Tul. restent inchangées.

Füsting (1867) rapporte également des résultats hétérogènes avec une espèce du genre *Diatrype*, peut-être *D. undulata* (Pers.) Fr. (= *Stictosphaeria hoffmannii* Füsting). Suivant leur taille, les conidies n'évoluent pas, ou produisent au contraire un petit appendice et fusionnent par paires. Pour De Bary (1884) les conidies des Diatrypacées sont incapables de germer.

Brefeld (1891) isole et cultive plusieurs espèces européennes et n'observe au mieux que la formation 'd'appendices germinatives' lorsque les conidies sont laissées dans l'eau. Toutefois, les conidies de *D. stigma* (en réalité probablement *D. decorticata* (Pers.) Rappaz) longues de 20 à 28 µm germent lorsqu'elles sont issues de conidiomata formés après quatre mois de culture. Au contraire les conidies formées plus tôt, en surface du mycélium, ne germent pas.

Avec le tournant du siècle, l'intérêt pour le rôle des conidies diminue, jusqu'à ce que le pouvoir pathogène de certaines espèces

soit mis en évidence. *Eutypa lata* et *Eutypella parasitica* Davidson & Lorenz produisent des conidies dont Carter (1957, sous *E. armeniacae*) et Kliejunas & Kuntz (1972) recherchent le rôle dans la propagation de la maladie: aucun, elles ne germent pas.

Ju & al. (1991) nuancent ce résultat négatif: les conidies de plusieurs espèces réfractaires germent, mais dans des proportions infinitésimales, 1 ou 2 conidies pour cent mille. Les pages qui suivent montrent au contraire que pour *Anthostoma decipiens*, dont l'appartenance aux Diatrypacées a été établie par Rappaz (1992), 94% des conidies germent après quatre jours dans de bonnes conditions.

Matériel et méthodes

Observation de la germination

Source.— Les conidies ont été récoltées sur des branches infectées naturellement par *A. decipiens* (collection LAU: 900624-3 décrite par Rappaz, (1992), *E. lata* (LAU: 910811-3) et *D. decorticata* (LAU: 910900-1). Des fragments d'écorce montrant des amas de conidies sont laissés en chambre humide jusqu'à ce que l'amas soit suffisamment développé pour permettre un prélèvement. Les conidies ont également été prélevées dans une culture d'*A. decipiens* sur MYA (agar: 15 g; malt Difco: 1 g; extrait de levure Difco: 500 mg; casamino acides Difco: 500 mg; glycine 100 mg; maltose: 1 g; H₂O: 1 l) inoculée par des conidies.

Microscopie.— Une goutte d'une suspension de conidies est déposée entre lame et lamelle. Pour éviter la dessiccation, cette lame est posée dans une boîte de Pétri en verre dans laquelle on a mis quelques ml d'eau distillée. Un tube en verre coudé évite à la lame d'entrer directement en contact avec le liquide. Enfin, une bande (1 x 5 cm) de papier buvard mouillé est placée perpendiculairement à la lame, une extrémité reposant le long du bord de la lamelle, l'autre trempant dans l'eau de la boîte de Pétri. La lame est sortie de la boîte pour être observée sous le microscope, puis le montage est reconstitué. La progression de la germination est suivie ainsi plusieurs jours durant. Selon la pureté de l'inoculum, le montage peut être stérilisé préalablement.

Taux de germination chez *A. decipiens*

Mesure du taux.— Les conidies sont prélevées à l'aide d'une aiguille montée passée à la flamme, et dissoutes dans 2 à 3 ml d'eau distillée stérile. Leur concentration est ajustée empiriquement, en

observant à un grossissement de 400x une goutte de cette suspension. Une concentration trop élevée entraîne des amas après le dépôt qui rendent le comptage impossible. Des gouttes de cette suspension de conidies sont ensuite déposées stérilement à l'aide d'une boucle métallique de 3 mm de diamètre (environ 5,5 μ l), à intervalles réguliers, dans un Pétri (9 cm) d'agar à l'eau 1.5% recouvert d'une feuille de cellophane autoclavée (cellophane 'celloclair' pour usage domestique). Au cours du temps, le nombre de conidies en germination sur un total de 200 conidies est déterminé: la boîte est ouverte sous le microscope et les conidies comptées. La lumière et la température sont celles d'une pièce en condition normale.

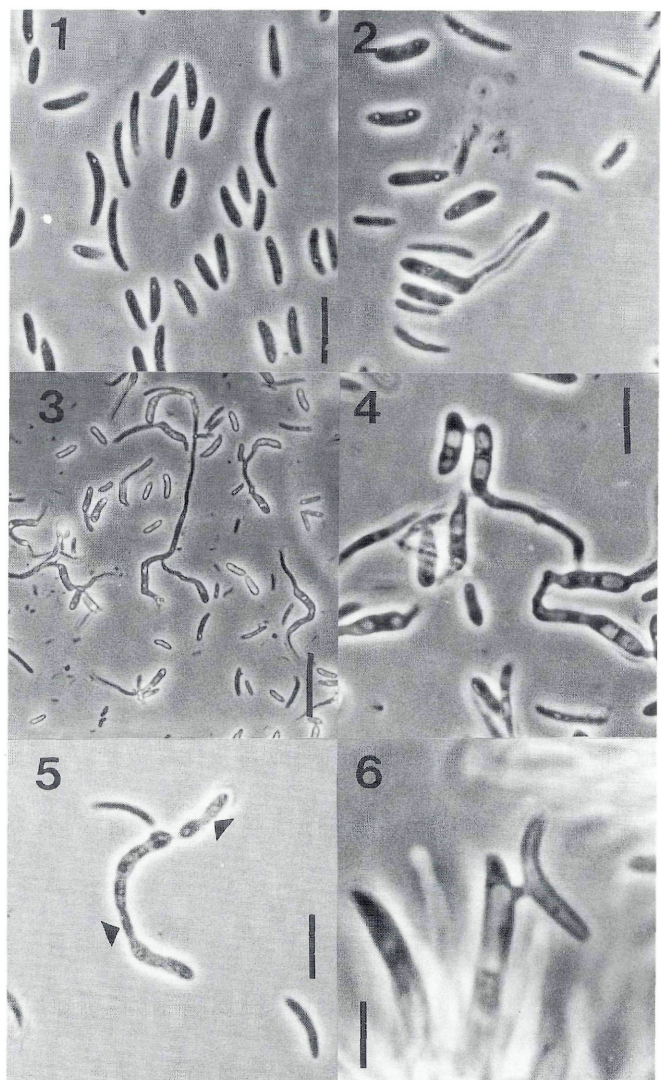
Influence de la densité lors du dépôt.— Le taux de germination de conidies en suspension concentrée ou diluée est mesuré. La même boîte a été utilisée pour les deux concentrations. Pour chacune, quatre comptages ont été effectués dans des dépôts différents. Ces comptages sont répétés après 72 h et 108 h pour la densité faible. Le comptage après 108 h dans les gouttes de forte densité n'était plus possible à cause du développement des hyphes.

La densité est estimée en comptant les conidies sur une surface connue. Pour les concentrations faibles: plus de 40 comptages sur $196 \times 10^3 \mu\text{m}^2$. Pour les concentrations élevées: plus de 25 comptages sur le quart de cette surface, et dans ce cas les valeurs obtenues sont successivement additionnées par groupes de 4 pour permettre la comparaison.

Les conidies sont issues d'un tronc de *Carpinus betulus* L. infecté naturellement. Un fragment d'écorce portant des amas conidiens est laissé en chambre humide, comme ci-dessus. Au moment du prélèvement, les conidies ne sont donc âgées que de quelques jours.

Dans un second essai, les conidies proviennent d'une branche (environ 5 à 8 mm de diamètre) de *C. betulus* fraîchement coupée, stérilisée dans un tube au fond duquel quelques millilitres d'eau distillée sont laissés. La branche avait été inoculée par un fragment de culture sur MYA issue de conidies. Les conidies sont formées après un mois. Au moment du prélèvement, la culture était vieille d'un an et n'avait plus été humidifiée depuis 10 mois.

Figs. 1-4.— Conidies d'*Anthostoma decipiens* issues d'écorce infectée.— 1. Conidies dans l'eau au moment du prélèvement.— 2. Après 36 h, certaines conidies ont une taille plus grande et un tube germinatif.— 3. Plasmogamies après 48 h.— 4. Plasmogamies après 96 h.— Figs. 5-6.— Conidies issues de culture sur MYA dérivée de conidies.— 5. Hyphes et conidies (flèches) de même taille observées au centre d'une préparation.— 6. Plasmogamie entre une hyphe et une conidie dans une culture d'un mois. Echelle: le trait pour 1, 2 = 10 μ m; 3 = 25 μ m; 4, 5 = 10 μ m; 6 = 5 μ m.



Influence de l'inoculum et du milieu de culture.— Les conidies sont prélevées dans les cultures décrites ci-dessous 10 semaines après l'ensemencement, et leur taux de germination est mesuré. Deux boîtes de Pétri ont été utilisées en même temps et trois comptages ont été effectués dans des dépôts différents après 48 h, 72 h et 96 h. Les conidies sont issues des cultures suivantes:

Ascospores sur MAA. Les ascospores sont récoltées avec une aiguille montée après avoir humecté un périthèce coupé transversalement et inoculées sur une boîte de MAA (malt Difco: 20 g; agar: 15 g; asparagine: 0,5 g; KH_2PO_4 : 0,5 g; $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$: 0,2 g; H_2O : 1l). La marge de la colonie est repiquée ensuite sur une nouvelle boîte de MAA.

Ascospores sur *Carpinus*. La colonie issue des ascospores déposées sur MAA est inoculée à une branche de *C. betulus* (culture en tube préparée de la même manière que ci-dessus).

Conidies sur MAA. Les conidies issues d'écorce infectée naturellement sont inoculées sur une boîte de MAA. La marge de la colonie est repiquée ensuite sur une nouvelle boîte de MAA.

Conidies sur *Carpinus*. La colonie obtenue de conidies déposées sur MAA est inoculée à une branche de *C. betulus* (culture en tube préparée de la même manière que ci-dessus).

Résultats

Les conidies d'*A. decipiens* issues d'écorce infectée naturellement germent dans les 36 h (Figs. 1, 2) et sont localisées vers les bords de la lamelle (Fig. 7). Aucune germination n'a été vue au centre. La taille des conidies augmente et leur diamètre est alors plus grand que celui des hyphes auxquelles elles donnent naissance (Figs. 3, 4, 8). Des plasmogamies répétées d'hyphes issues de conidies différentes ont été observées (Figs. 3, 4, 8, 9). Le nombre de conidies reliées entre elles dans un même réseau est illimité. La plasmogamie entre une conidie et une hyphe a également été vue dans une culture (Fig. 6). Les conidies des autres espèces ne germent pas, ni, en particulier, celles d'*E. lata* si elles sont mélangées aux conidies d'*A. decipiens*.

Les conidies d'*A. decipiens* prélevées d'une culture de MYA germent plus rarement que lorsqu'elles proviennent d'écorce infectée. Elles ne sont pas localisées au bord de la lamelle et plus difficilement distinguables des hyphes auxquelles elles donnent naissance (Fig. 5).

Le taux de germination des conidies en fonction de leur densité et de leur âge est montré dans le Tab. 1. P est la probabilité bilatérale donnée par la distribution de t pour que la différence observée entre les taux aux densités faibles et élevées soit due au hasard.

Tab. 1.— Influence de l'âge des conidies et de la densité du dépôt.

1 a.— Conidies issues d'écorce infectée et formées peu avant leur germination

Temps	Densité		P (t-test)
	8 – 73 ¹	134 – 290	
48 h	13 ²	10	0.23
72 h	43	45	0.50

1 b.— Conidies issues d'une culture sur branche et formées une année avant leur germination.

Temps	Densité		P (t-test)
	16 – 80 ¹	102 – 162	
48 h	0 ²	1	—
72 h	22	28	0.06
108 h	43	—	—

¹: densité des conidies, exprimée par les valeurs extrêmes des comptages sur $196 \times 10^3 \mu\text{m}^2$.

²: taux de germination des conidies en %. Chaque valeur est la moyenne de quatre mesures, arrondie à l'unité. Ecart-type maximum: 4,75.

L'influence de l'inoculum (ascospores ou conidies) et du milieu de culture (branche de *Carpinus* stérilisée ou MAA) est montrée dans le Tab. 2. Les hyphes rendent les comptages impossibles après 4 jours. Dix jours plus tard, les gouttes inséminées avec les conidies issues de culture sur MAA isolée d'ascospores ne montraient aucun développement ou un mycélium épars et clairsemé. Au contraire, un mycélium dense et feutré marquait l'emplacement des gouttes où les taux de germination les plus élevés avaient été mesurés.

Tab. 2.— Influence de l'inoculum et du milieu de culture.

Temps	Ascospores ¹		Conidies	
	MAA ²	Carpinus	MAA	Carpinus
48 h	0 ³	2	0	7
72 h	0	9	8	76
96 h	0 ⁴	12	13	94

¹: inoculum à partir duquel les cultures ont été faites.

²: milieu de culture. Se référer au texte pour les explications.

³: taux de germination en %. Chaque valeur est la moyenne de trois mesures, arrondie à l'unité. Ecart-type maximum: 2,0.

⁴: deux germinations ont été vues sur l'ensemble des conidies d'une des gouttes.

Discussion

Les caractéristiques suivantes montrent qu'*A. decipiens* appartient aux Diatrypacées. Stroma eutypoïde, prosenchymateux, mélangé aux cellules du substrat. Péridie prosenchymateuse des péri-thèces. Asques claviformes, pédicellés, à appareil apical réduit. Ascospores ovoïdes et asymétriques ou allantoïdes, à paroi jaun-brun, lisse et épaisse, sans orifice germinatif. Conidies ovoïdes à cylindriques et courbées, émises en masse aqueuse, formées de manière holoblastique dans des cavités de l'entostroma. Les raisons pour lesquelles cette position taxonomique est restée si longtemps mal comprise sont décrites par Rappaz (1992).

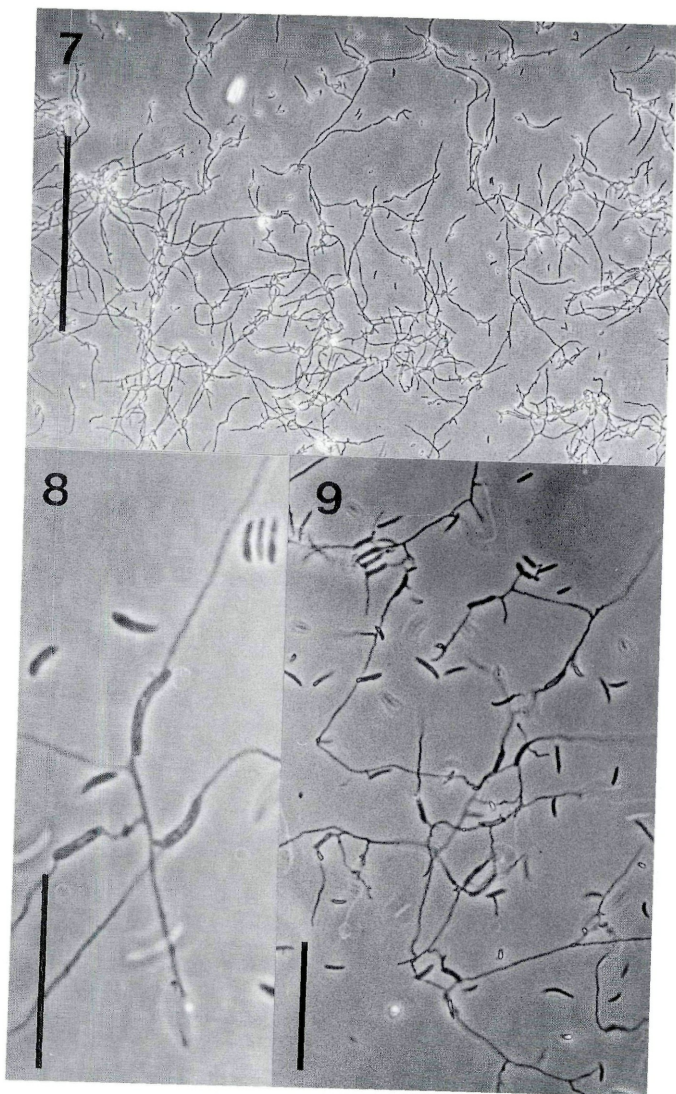
Comme pour les autres espèces de cette famille, les conidies d'*A. decipiens* sont disséminées par la pluie. Les insectes pourraient aussi intervenir. Monk & Samuels (1990) ont en effet isolé un anamorphe du genre *Libertella* (auquel appartient la majorité des anamorphes de Diatrypacées) des fèces de sauterelles de la forêt tropicale indonésienne. Ainsi qu'ils le soulignent, l'importance des insectes vecteurs de propagules fongiques pourrait déborder le cadre restreint de leur étude.

Les conidies d'*A. decipiens* germent facilement lorsqu'elles sont prélevées d'écorce infectée, confirmant ainsi les résultats des frères Tulasne (1863). Les hyphes issues des conidies se dirigent les unes vers les autres, fusionnent et forment un réseau (Fig. 9). Toutes sont issues du même mycélium, et sont donc végétativement compatibles. Chaque conidie n'apporte qu'un noyau. Jacobs & al. (1988) l'ont en effet montré chez trois autres Diatrypacées, et d'après ces auteurs, il est probable que toutes les espèces présentent la même caractéristique.

Robinson (1973) a prouvé avec *Geotrichum candidum* que l'oxygène moléculaire stimule la germination et détermine, par un tropisme positif, l'orientation des tubes germinatifs. L'influence de l'O₂ est d'autant plus marquée que la concentration en conidies est élevée. Avec *A. decipiens* les résultats sont similaires et seules les conidies situées vers les bords de la lamelle germent, avec une forme identique à ce qu'illustrent les Tulasne (1867). Le volume des conidies augmente et les hyphes qui en naissent sont plus étroites.

L'augmentation de taille des conidies est due à une phase de croissance sphérique et le diamètre étroit des hyphes est lié à leur croissance rapide. Trinci & Morris (1979) ont montré en effet qu'au

Figs 7–9.— Conidies d'*Anthostoma decipiens* en germination dans l'eau.— 7. Conidies issues d'écorce infectée après 96 h. Le bord de la lamelle est situé vers le bas et les conidies en germination y sont plus nombreuses qu'en haut de l'image.— 8–9. Conidies issues de culture sur branche de *C. betulus*, dérivée de conidies. Après 7 jours, formation d'un réseau mycélien. Echelle: le trait pour 7, 8 = 300 µm; 9 = 25 µm.



cours du temps, la biomasse élaborée par un volume cylindrique théorique (hyphal growth unit) reste constante, et que c'est la longueur axiale de ce volume qui varie suivant les conditions externes. Par conséquent, plus cette longueur est grande, plus le diamètre de ce cylindre est petit. Bartnicki-Garcia & al. (1990) ont élaboré un modèle mathématique décrivant la forme et la croissance des hyphes dans lequel le diamètre de l'hyphe est inversement proportionnel à sa vitesse de croissance linéaire.

De ces deux modèles, il ressort donc bien que si les hyphes issues des conidies sont étroites, c'est que leur croissance est rapide. En bordure de la lamelle, cette croissance rapide est facilement explicable par le taux élevé en oxygène, l'interface avec l'air étant proche. Au contraire, les hyphes issues de conidies situées au centre de la lamelle sont larges et peu distinctes des conidies parce qu'elles croissent lentement, le taux en oxygène étant bas. Lorsqu'elles germent, les conidies prélevées sur MYA montrent cette dernière morphologie (Fig. 5). Le milieu de culture entraîne un taux très bas de germination, mais celle-ci débute sans doute aussi vers les bords. Les conidies sont ensuite déplacées. Ces déplacements, sous l'effet de courants d'eau ou de mouvements browniens, ne jouent aucun rôle lorsque les germinations dans les bords sont rapides et nombreuses, un réseau d'hyphes se constituant rapidement, empêchant ainsi le mouvement des conidies.

Avec d'autres espèces, Brefeld (1891, Tab. 8, Fig. 22-6) et Ju & al. (1991) illustrent des conidies peu distinctes des hyphes ou plus étroites qu'elles. Néanmoins, les conidies observées par Brefeld germaient sans doute en plus grand nombre que celles vues par Ju & al. (1991). Brefeld (1891: 44) écrit en effet 'In diesen Kulturen keimten nun die ... Spermarien mit der grössten Leichtigkeit aus'.

Dans les conditions expérimentales présentes, la densité des conidies n'influence pas le taux de germination (Tab. 1a, 1b) puisque, à un temps donné, la moyenne des quatre comptages correspondant à la densité faible n'est pas significativement différente au seuil 95% de la moyenne des comptages effectués dans les gouttes de densité élevée. Ces densités conduisent respectivement aux concentrations de $0,1 \times 10^6$ conidies/ml et $0,8 \times 10^6$ conidies/ml. Louis & Cooke (1985) et Monte & Garcia-Acha (1988) ont montré que le taux de germination diminue si la concentration des conidies augmente, ceci chez des espèces n'appartenant pas aux Diatrypacées, mais ces auteurs ont utilisé des concentrations 5 à 6 fois plus élevées pour les valeurs maximum. Ils n'ont mesuré le taux qu'une seule fois au cours du temps, ce qui permet difficilement d'affirmer que cette réduction aux concentrations élevées soit due à un retard ou à une réelle diminution. Avec *Phoma betae* Frank, après 48 h d'incubation, Monte & Garcia-Acha (1988) ont observé une réduction du taux de

20% (en valeur absolue) entre $0,25 \times 10^6$ conidies/ml et $0,75 \times 10^6$ conidies/ml.

Les conidies gardent un pouvoir germinatif remarquable après une année (Tab. 1b). Leur taux après 108 h est en effet comparable à celui des conidies récemment formées après 72 h. Cette différence entre les deux taux est donc plutôt due à un retard de la germination des conidies d'une année par rapport aux autres conidies, qu'à une réelle perte de pouvoir germinatif. La dessiccation des amas conidiens de la culture d'un an pourrait expliquer ce décalage.

Après quatre jours, les conidies issues d'ascospores montrent, dans les meilleures conditions, un taux d'environ 12% (Tab. 2), alors que celui de conidies issues de conidies récoltées sur écorce infectée est de 94%. Il ne s'agit plus d'un décalage puisque 10 jours plus tard, le développement du mycélium reste faible là où le taux est bas. Ce phénomène pourrait être expliqué par un facteur endogène, qui influence peut-être aussi l'aspect différent des cultures sur MAA: mycélium aérien épais et dense, conidiomata mélanisés surtout au bord de la boîte si les cultures sont issues de conidies, mycélium ras avec une abondante conidiogenèse sur toute la surface ou dans de petits conidiomata non mélanisés si les cultures sont issues d'ascospores.

Le milieu de culture sur lequel se forment les conidies influence fortement leur germination (Tab. 2). Les différences de taux ne sont pas, là non plus, liées à un décalage. Les conidies issues d'ascospores cultivées sur MAA étaient souvent vides de cytoplasme, ce qu'a aussi relevé Rappaz (1987a) avec d'autres Diatrypacées. Cette déficience explique leur incapacité de germer. Les conidies issues des trois autres milieux montraient un cytoplasme identique, la différence de taux entre conidies issues de conidies, formées sur MAA ou sur une culture de branche est néanmoins frappante. Ici au contraire, cette différence est probablement liée, non pas à une cause endogène, mais plutôt à des facteurs trophiques ou régulateurs situés peut-être dans la matrice enrobant les conidies. Louis & Cooke (1985) et Monte & Garcia-Acha (1988), avec des conidies formées sur milieux gélésés, ont montré que cette matrice protège les conidies (dessiccation, UV, températures extrêmes), mais freine aussi la germination dans des conditions favorables. Leurs expériences révèlent encore qu'il ne suffit pas de diluer une fois les conidies pour que l'effet de cette matrice soit supprimé. Louis & Cooke (1985) ont postulé une action sur le métabolisme qui serait ralenti. Des essais similaires chez *A. decipiens* permettraient de clarifier le rôle de cette matrice en liaison avec le substrat sur lequel les conidies et la matrice sont formées.

Alors que la majorité des descriptions de germinations conidiennes de Diatrypacées relèvent d'anciens travaux, où les conidies étaient prélevées dans la nature, les études des cinquante dernières

années décrivent des résultats négatifs. Au mieux, les conidies ne produisent qu'un petit appendice avant que toute croissance cesse. Les conidies testées sont issues de milieux artificiels — ainsi en est-il avec certains *Diatrypella* (Croxall, 1950), *Eutypella scoparia* (Schw.) Ellis & Ev. (Glawe & Rogers, 1982, sous *Eutypella* sp.), *Eutypa lata* (Moller & Kasimatis, 1978; sous *E. armeniaca*), *D. undulata* ou *D. decorticata* (Glawe & Jacobs, 1987; sous *D. stigma*), *Eutypella parasitica* (Johnson & Kuntz, 1978) — mais ces conidies peuvent aussi provenir d'écorce infectée — avec *El. parasitica* (Kliejunas & Kuntz, 1972).

Résultats négatifs aussi avec *E. lata* pour les frères Tulasne (1867) contrairement au succès que leur prêtent Glawe & Rogers (1984). Belarbi & Mur (1983, sous *E. armeniaca*) ont cru démontrer que les rayons UV stimulaient le développement des conidies de cette espèce. Leurs illustrations faiblement agrandies ne permettent cependant pas de déterminer clairement qui forme quoi. Au cours du présent travail, il n'était pas rare de prélever des hyphes conidiogènes qui produisaient une ou deux conidies pendant l'incubation. L'image observée alors pourrait être attribuée à tort à la germination des conidies. Ju & al. (1991) soulignent aussi cette difficulté. Mes observations montrent que les conidies de *E. lata*, formées sur une branche naturellement infectée, ne sont pas stimulées lorsqu'elles sont mélangées aux conidies d'*A. decipiens* en germination. Avec *Diatrype decorticata*, mes résultats ne confirment pas non plus ceux de Brefeld (1891) faits avec *D. stigma* (*sensu lato*) dans des conditions semblables. La comparaison est cependant compliquée par le fait qu'il est délicat d'attribuer les travaux anciens portant sur *D. stigma* à une espèce moderne, la délimitation primitive de ce nom réunissant en fait un ensemble d'espèces proches (Rappaz, 1987b).

Ju & al. (1991) montrent cependant que chez différentes espèces, un très petit nombre de conidies forment des hyphes, mais leur participation à la propagation de l'espèce est difficilement évaluable. Si ces auteurs insistent sur le nombre énorme de conidies produites qui compenseraient selon eux le taux de germination très bas, leur raisonnement ne tient aucun compte de la quantité considérable de conidies perdues pendant la dissémination.

A. decipiens dont les conidies germent facilement constituerait un cas unique parmi les Diatrypacées. Les conidies des autres espèces sont considérées comme des spermaties lorsqu'elles ne se développent pas, hypothèse proposée par De Bary (1884) et encore acceptée actuellement par Glawe & Rogers (1984; 1986). Mais leur rôle exact reste encore à établir expérimentalement. Ne germent-elles que dans des conditions précises et à découvrir? Sinon, comme spermaties, participent-elles à la formation des asques, ou interviennent-elles dans la colonisation? Si les appendices qu'elles produisent

sont capables de fusionner avec des hyphes de la même espèce, mais d'un mycélium concurrent et végétativement incompatible, des processus bloquant la croissance des hyphes rivales pourraient intervenir, semblables à ceux décrits entre autres chez les Xylariacées des genres *Daldinia* et *Hypoxyton* (Sharland & Rayner, 1986; 1989). Aucune réponse définitive n'est apportée à ces questions.

Remerciements

Merci aux collaborateurs de l'Institut de Botanique de l'Université de Lausanne qui m'ont bénévolement aidé pendant ce travail, en particulier Josiane Bonetti, Daisy Calame et Raymond Gruaz.

Bibliographie

- Bartnicki-Garcia, S., F. Hergert & G. Gierz (1990). A novel computer model for generating cell shape: application to fungal morphogenesis. In: Kuhn, P. S. & al. (eds.). *Biochemistry of cell walls and membranes in fungi*.—Springer Verlag: 43–60.
- Belarbi, B. & G. Mur (1983). Observations sur la germination des conidies ou stylospores du champignon *Eutypa armeniaca*.— Le progrès en Agriculture et Viticulture 24: 636–637.
- Brefeld, J. O. (1891). Untersuchungen aus dem Gesamtgebiete der Mykologie.— Münster, vol. 9–10: 1–378.
- Carter, M. V. (1957). *Eutypa armeniaca* sp. nov., an airborne vascular pathogen of *Prunus armeniaca* in South Australia.— Austr. J. Bot. 5(1): 21–35.
- Croxall, H. E. (1950). Studies on British pyrenomycetes 3. The British species of the genus *Diatrypella*.— Trans Br. mycol. Soc. 33: 45–72.
- De Bary, A. (1884). Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze, Mycetozoen und Bacterien.— Leipzig.
- Füisting, W. (1867). Zur Entwicklungsgeschichte der Pyrenomyceten.— Botanische Zeitung 25: 177–181.
- Glawe, D. A. & K. A. Jacobs (1987). Taxonomic notes on *Eutypella vitis*, *Cryptosphaeria populina*, and *Diatrype stigma*.— Mycologia 79: 135–139.
- & J. D. Rogers (1982). Observations on the anamorphs of six species of *Eutypa* and *Eutypella*.— Mycotaxon 14: 334–346.
- & — (1984). Diatrypaceae in the Pacific Northwest.— Mycotaxon 20: 401–460.
- & — (1986). Conidial states of some species of Diatrypaceae and Xylariaceae.— Can. J. Bot. 64: 1493–1498.
- Jacobs, K. A., D. A. Glawe & L. E. Gray (1988). Conidial nuclei in three species of Diatrypaceae and *Diaporthe vaccinii*.— Mycologia 80: 307–311.
- Johnson, D. W. & J. E. Kuntz (1978). Imperfect state of *Eutypella parasitica* in culture.— Can. J. Bot. 56: 1518–1525.
- Ju, Y. M., D. A. Glawe & J. D. Rogers (1991). Conidial germination in *Eutypa armeniaca* and selected other species of Diatrypaceae. Implications for the systematics and biology of Diatrypaceous fungi.— Mycotaxon 41: 311–320.
- Kliejunas, J. T. & J. E. Kuntz (1972). Development of stomata and the imperfect state of *Eutypella parasitica* in maple.— Can. J. Bot. 50: 1453–1456.
- Louis, I. & R. C. Cooke (1985). Conidial matrix and spore germination in some plant pathogens.— Trans. Br. mycol. Soc. 84: 661–667.
- Moller, W. J. & A. N. Kasimatis (1978). Dieback of grapevines caused by *Eutypa armeniaca*.— Plant. Dis. Rep. 62: 254–258.
- Monk, A. K. & G. J. Samuels (1990). Mycophagy in Grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in Indo-Malayan Rain Forests.— Biotropica 22: 16–21.

- Monte, E. & I. Garcia-Acha (1988). Germination of conidia in *Phoma betae*.— Trans. Br. mycol. Soc. 91: 133–139.
- Rappaz, F. (1987a). Taxonomie et nomenclature des Diatrypacées à asques octosporés.— Mycologia Helvetica 2: 285–648.
- (1987b). Taxonomie et nomenclature de *Diatrype stigma*, *D. decorticata* et *D. undulata* (Diatrypaceae, Ascomycetes)— Mycotaxon 30: 209–219.
- (1992). *Anthostoma decipiens* et sa position systématique.— Mycologia Helvetica 5, in press.
- Robinson, P. M. (1973). Chemotropism in fungi.— Trans. Br. mycol Soc. 61: 303–313.
- Sharland, P. R. & A. D. M. Rayner (1986). Mycelial interactions in *Daldinia concentrica*.— Trans. Br. mycol. Soc. 86: 643–649.
- & — (1989). Mycelial interactions in outcrossing populations of *Hypoxyylon*.— Mycol. Res. 93: 187–198.
- Trinci, A. P. J. & N. R. Morris (1979). Morphology and growth of a temperature-sensitive mutant of *Aspergillus nidulans* which forms aseptate mycelia at non-permissive temperatures.— J. Gen. Microbiol. 114: 53–59.
- Tulasne, L. R. & C. Tulasne (1863). Selecta fungorum carpologia 2: 1–319.—Paris. (Engl. transl. of W. B. Grove.—Oxford, 1931).

(Manuscript accepted 30th May 1992)

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Sydowia](#)

Jahr/Year: 1992

Band/Volume: [44](#)

Autor(en)/Author(s): Rappaz F.

Artikel/Article: [Germination conidienne des Diatrypacées: rôle du substrat et de l'inoculum mis en évidence chez Anthostoma decipiens. 294-306](#)