



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

MASTER FAGE
**Biologie et Ecologie pour la Forêt,
l'Agronomie et l'Environnement**

Spécialité
BIPE

Mémoire de Stage :

Modélisation du cycle de l'oïdium de la vigne dans un outil d'aide à la décision : intégration de nouveaux formalismes.

Soutenu par :

Guillaume GARIN

à Nancy le 06/09/2011

Maître de stage :

Dr Vianney HOULÈS

Ingénieur en recherche et développement

SAS ITK
CEEI Cap Alpha
Avenue de l'Europe
34830 Clapiers



RESUME

Dans un contexte d'évolution du monde agricole vers des pratiques plus respectueuses de l'environnement, l'entreprise ITK développe un outil d'aide à la décision pour optimiser la protection du vignoble contre le mildiou et l'oïdium. Ce système expert s'appuie sur un certain nombre de modèles agronomiques pour calculer un indice de risque de maladie en fonction des conditions environnementales. Il délivre ensuite aux viticulteurs des préconisations de traitement adaptées à ses objectifs, à ses pratiques et à la législation. La qualité du logiciel est étroitement dépendante de la précision des modèles scientifiques sur lesquels il s'appuie. Il se doit donc d'évoluer avec les nouvelles découvertes de la recherche et avec le progrès technique qui facilite les mesures de données sur le terrain. L'objet de ce stage était de mettre à jour le modèle oïdium en tentant de simuler l'ensemble de son cycle biologique, et en identifiant dans la bibliographie le rôle de plusieurs variables environnementales. Un prototype a été conçu en respectant les contraintes propres à la construction d'un outil d'aide à la décision. Il reprend de façon mécaniste chaque étape de développement du champignon. Bien qu'il n'ait pu être confronté à des données d'observation pour sa calibration et sa validation, une analyse qualitative a permis de montrer que chacun de ses modules se comporte comme attendu. L'accent a été mis sur la flexibilité du modèle, et donc sur sa capacité à subir aisément des modifications si les connaissances sur le pathogène s'enrichissent.

ABSTRACT

In a period of changes in the agricultural world towards more environmentally friendly practices, the company ITK is developing a decision support tool to optimize the protection of the vineyards against grape downy and powdery mildews. This expert system is built on several agronomical models. It computes a disease risk index based on environmental conditions. Then, it issues treatment recommendations to growers tailored to their objectives, practices and to the legislation. The software relevance is closely dependent on the accuracy of the scientific models on which it relies. Therefore it has to evolve with new research findings and technological progress that improves field data collection. The aim of this work placement was to update the powdery mildew model by simulating the whole life cycle of the fungus, and by identifying, in the literature, the influence of several environmental variables. A prototype was designed within the specific constraints of building a decision support tool. It computes each development stage of the fungus on a mechanistic basis. Although it could not be confronted to field data for its calibration and validation, a qualitative analysis has shown that each of its modules behaves as expected. Emphasis was placed on the model flexibility, and therefore on its ability to readily undergo changes if new knowledge concerning the pathogen would appear.

SOMMAIRE

1. Contexte du stage	2
1.1 L'organisme d'accueil et le cœur de métier	2
1.2 Le modèle oïdium du logiciel-web ITK Protect	2
1.3 Le cycle de l'oïdium, études et modèles disponibles.....	3
1.3.1 Présentation de la maladie	3
1.3.2 Conservation hivernale et contamination primaire.....	4
1.3.3 Reproduction asexuée à la belle saison	6
2. Matériel & Méthodes : choix de construction du modèle.....	7
2.1 Entrées et sorties du modèle.....	8
2.2 Complexité et modularité du modèle	9
2.3 Couplages avec d'autres modèles	10
2.4 Outil de travail.....	10
3. Résultats : du modèle conceptuel au premier prototype.....	11
3.1 Construction du squelette du modèle	11
3.1.1 Découpage du cycle en un ensemble de processus	11
3.1.2 Architecture du code Matlab	12
3.2 Choix des formalismes mathématiques.....	12
3.2.1 Sous-modèle de contamination primaire	12
3.2.2 Sous-modèle de contamination secondaire.....	16
3.3 Analyse de la cohérence des sorties du modèle	19
3.3.1 Sorties du sous-modèle de contaminations primaires	20
3.3.1 Sorties du sous-modèle de contaminations secondaires.....	21
3.3.2 Influence de la date de contamination primaire	22
4. Conclusion et perspectives	22
4.1 Discussion sur le modèle.....	22
4.2 Perspectives de travail	22
4.2.1 Travail scientifique	22
4.2.2 Intégration dans un outil d'aide à la décision	23
4.3 Remise du travail dans son contexte.....	23

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1 : Cycle biologique de l'oïdium de la vigne, études et modèles correspondants.....	4
Figure 2 : Formes biologiques d'un parasite modélisées comme des stocks (Tambour <i>et al.</i> , 2009).....	9
Figure 3 : Différentes façons de conceptualiser la croissance de la vigne en modélisation.	10
Figure 4 : Schéma de l'architecture du code Matlab.	12
Figure 6 : Densité cumulée de cléistothèces sur les feuilles en fonction de la sévérité de la maladie observée au 31 août.....	13
Figure 7 : Déposition des ascospores sur les deux premières feuilles (Cartolaro <i>et al.</i> , 2006).	15
Figure 8 : Quantité de conidies produites par colonie en fonction du temps pour une température constante de 25°C (Chellemi et Marois, 1991b).....	16
Figure 9 : Avancement de la latence au cours du temps pour des températures constantes (Calonnec <i>et al.</i> , 2008).....	17
Figure 10 : Déposition des conidies sur les feuilles autour de la source en fonction de leur position relative.	19
Figure 11 : Sorties d'une simulation entre le 1 ^{er} août et le 1 ^{er} Novembre.....	20
Figure 12 : Simulation du devenir des ascospores entre le 20 avril et le 1 ^{er} septembre.	20
Figure 13 : Simulation des contaminations entre le 1 ^{er} mai et le 1 ^{er} août.....	21
Figure 14 : Suivi d'une colonie entre le 1 ^{er} mai et le 10 juillet. A : Etat de la colonie un mois après infection. B : Surface latente, sporulante ou post-sporulante de la colonie au cours du temps. C : Nombre de conidies produites par la colonie au cours du temps.....	21
Tableau 1 : Etat d'avancement de la maladie au 1 ^{er} août en fonction du retard de la première pluie par rapport au débourrement.	22

INTRODUCTION

L'implication récemment accrue des politiques publiques dans les réflexions sur l'usage intensif des produits phytosanitaires en agriculture témoigne de la forte actualité du sujet. En 2005, l'Expertise Scientifique Collective (ESCo) menée par l'INRA et le Cemagref concluait sur la critique d'un système agricole trop dépendant de ces substances aux effets néfastes sur l'environnement, voire sur la santé humaine. La nécessité de limiter l'emploi de la lutte chimique était affirmée (Aubertot *et al.*, 2007).

Lancé lors du Grenelle de l'environnement en automne 2007, le plan Ecophyto 2018 incite donc le secteur agricole français à trouver des solutions pour réduire de 50% l'usage des produits phytosanitaires dans un délai de 10 ans, « si possible ». A ceci viennent s'ajouter la directive-cadre sur l'eau qui veille à la qualité des ressources en eau européennes, ainsi que le projet d'éco-conditionnalité des aides de la future Politique Agricole Commune en 2013.

Cette situation est nouvelle pour les firmes phytosanitaires qui après une longue période de production intensive voient leurs ventes diminuer. En 2009, année de l'annonce du nouveau règlement CE n°1107/2009 concernant la mise sur le marché des produits phytosanitaires, l'Union des Industries de la Protection des Plantes (UIPP) annonçait un retrait global des ventes de 3% après deux années de hausse. L'UIPP justifiait alors ce retrait par le changement amorcé des pratiques agricoles et le raisonnement des interventions. Dès lors, l'industrie accepte la responsabilité de l'encadrement des activités de conseil et d'information sur les bonnes pratiques agricoles. L'accent est mis sur l'offre de services et d'aide à la décision.

Particulièrement consommateur en intrants chimiques, le secteur viticole est un des premiers concernés par cette situation. Avec seulement 3,7% de la Surface Agricole Utile (SAU), la viticulture consomme chaque année 20% des produits phytosanitaires et 30% des fongicides nationaux. Les cibles visées sont surtout l'oïdium et le mildiou avec 70% des dépenses du secteur (Aubertot *et al.*, 2007). Les traitements chimiques sont souvent considérés comme l'unique solution contre ces bio-agresseurs et leur application semble plus routinière que raisonnée. Une étude menée dans le cadre d'une thèse soutenue en 2008 indique la marge de progrès encore réalisable dans ce secteur où le niveau de protection chimique des cultures dépend parfois plus du prestige de l'appellation que de la véritable pression parasitaire (Léger, 2008).

Dans ce contexte, l'entreprise ITK (Intelligence, Technology and Knowledge), conçoit des Outils d'Aide à la Décision pour l'agronomie et la biologie. Dans sa gamme, elle compte un outil de conseil pour la protection du vignoble, ITK Protect, construit à partir de modèles agronomiques.

Il intègre un modèle oïdium qui a été développé en 2007. Depuis cette date les données bibliographiques sur le champignon se sont enrichies. Dans le même temps, le progrès technologique a permis de mesurer plus de variables environnementales sur le terrain. ITK a donc choisi d'encadrer ce stage pour revenir sur la première version du modèle oïdium et pour la faire évoluer. L'entreprise poursuivait des objectifs multiples :

- Sur le plan conceptuel, le nouveau modèle oïdium devait être complété en intégrant l'effet de nouvelles variables environnementales sur le développement de la maladie. Le but était d'améliorer la justesse des prédictions.
- Du point de vue de la recherche, la mise à jour du modèle allait soulever de nouvelles questions sur les processus impliqués dans le cycle biologique du champignon, en tentant notamment de simuler sa phase de conservation hivernale.
- Sur le plan pratique, contrairement à sa version actuelle, le nouveau modèle oïdium devait proposer des sorties pouvant être confrontées à des données de terrain.
- Il devait aussi rester le plus modulable possible, en vue de futures améliorations.

1. Contexte du stage

1.1 L'organisme d'accueil et le cœur de métier

La SAS ITK a été créée en 2003. A l'époque, le CIRAD souhaitait développer un OAD pour la culture du cotonnier : COTONSImbad. Aujourd'hui, l'entreprise emploie une vingtaine de personnes et les projets se sont multipliés, la plupart dans le domaine de la viticulture. ITK a pour objet de valoriser les travaux de recherche agronomique pour les mettre à disposition du grand public sous forme d'OAD.

A partir de modèles, l'aide à la décision éclaire les décideurs et les guide vers des choix stratégiques dont ils conservent la responsabilité (Jallas et Cretenet, 2002). Elle permet d'ajouter une dimension pratique et professionnelle à la valeur explicative de la recherche (McCown, 2002). C'est en ce sens que Little a défini pour la première fois en 1970 les systèmes d'aide à la décision. Selon lui, les décideurs doivent bénéficier d'un accès direct à la technologie. Le système doit leur permettre de valoriser des avancées scientifiques de façon simple, complète, robuste, facilement contrôlable, adaptative et conviviale (Little, 1970 dans (McCown, 2002)).

L'entreprise ITK conçoit des systèmes experts capables de fournir un ensemble de solutions en utilisant une base de connaissances et de règles, à l'image du comportement d'un expert dans un domaine particulier (Jallas et Cretenet, 2002). Plus qu'un simple programme, ils contiennent également des données, des savoirs et des outils pour communiquer et aider à la compréhension des préconisations. Ils peuvent aussi jouer un rôle analytique, avec le potentiel de générer et d'évaluer plusieurs options (Matthews *et al.*, 2008).

Ils sont construits à partir de modèles scientifiques qui simulent la totalité du système biologique concerné ; c'est-à-dire à la fois les éléments du système mais aussi les interactions entre ces éléments. La pertinence des préconisations des outils découle directement de la qualité de ces modèles. Du fait de leur forte dépendance à l'état de la connaissance agronomique et des technologies, leur flexibilité est primordiale pour assurer des mises à jour régulières. Enfin, une attention particulière est apportée aux sorties des modèles, qui doivent être à la fois utiles et facilement compréhensibles pour les utilisateurs (Tambour *et al.*, 2009).

1.2 Le modèle oïdium du logiciel-web ITK Protect

Le logiciel-web ITK Protect a été conçu sur ces bases. Cet outil doit permettre d'optimiser des traitements phytosanitaires anti-mildiou et anti-oïdium, les deux principales maladies sur vigne. Il a été commandité et partiellement financé par un groupe de l'agrochimie à destination des agriculteurs ou de leurs conseillers.

Son fonctionnement est le suivant. Les parcelles suivies et leurs caractéristiques sont enregistrées. Puis, sur la base de prévisions météorologiques, le logiciel simule en temps réel le développement de la vigne et des maladies sur la plante. Il prend aussi en compte les traitements déjà réalisés par l'agriculteur. Le système expert évalue alors le risque parasitaire pour une date donnée. Enfin, à l'aide d'indicateurs et de prédictions à court terme, il propose différentes actions au décideur en fonction de ses pratiques, de ses objectifs et de la législation.

Il combine un modèle topologique de croissance de la vigne, deux modèles mécanistes de simulation du mildiou et de l'oïdium, et un modèle de dynamique des produits chimiques.

A l'heure actuelle, le modèle oïdium pour ITK Protect est largement inspiré du modèle de Chellemi et Marois de 1991. Il prend en compte l'effet de la température et des précipitations sur le parasite (Chellemi et Marois, 1991a). Il s'appuie sur des équations du second degré pour simuler quelques étapes clés du cycle du champignon : la germination, la pénétration du parasite dans l'hôte et la sporulation. Il a ensuite été complété pour modéliser

l'ensemble de la phase de contamination secondaire de l'oïdium. Cette dernière est la véritable phase épidémique du cycle, responsable de la majorité des symptômes observables à la belle saison. Plus discutée et moins clairement étudiée, la phase de conservation hivernale du champignon n'a jamais été entièrement modélisée et n'était pas prise en compte par ITK Protect.

Un stock de spores fongiques est donc prédéfini en sortie d'hiver. Puis, à partir de prévisions météorologiques sur la température et les précipitations uniquement, le modèle calcule l'évolution de ce stock durant la belle saison. Il le compare ensuite à des seuils paramétrés pour fournir un indice de risque. Il calcule donc bien les dates de contamination primaire et les cycles de contamination secondaire qui suivent, ainsi que la quantité relative de spores émises, mais ce type de sorties peut difficilement être confronté à des mesures sur le terrain pour valider le modèle.

Aujourd'hui, le logiciel est en phase de pré-commercialisation. Le commanditaire du projet annonce des résultats encourageants sur un ensemble de parcelles où le modèle oïdium est testé en conditions réelles. Cependant, ce même commanditaire est désormais en mesure de fournir à ITK des données météorologiques plus précises et plus variées, notamment concernant l'humidité relative de l'air, le vent ou le rayonnement.

Or, la bibliographie fait état de l'influence parfois forte de ces derniers facteurs sur le développement de l'oïdium. D'abord, dans leur étude bibliographique, Carroll et Wilcox (2003) relatent plusieurs observations anecdotiques tendent à relier des conditions d'humidité relative élevée à un développement accru du parasite. Cela se produit en cas de brouillard, de temps maussade et nuageux, ou lorsque la vigne se situe en zone basse ou proche de berges, ou encore lorsque le drainage de l'air est difficile.

Par ailleurs, les formes de dissémination de la maladie durant la phase épidémique du cycle sont des conidies. Le vent semble être le facteur principal responsable de leur décrochage et de leur dispersion (Willoquet *et al.*, 1998; Willocquet et Clerjeau, 1998). Enfin, il a récemment été montré que l'exposition du champignon aux ultra-violets lui était néfaste. Ainsi, il paraît plus à même de se développer à l'abri des rayonnements directs du soleil (Austin et Wilcox, 2010).

Dans ce cas, la compréhension des processus et des facteurs environnementaux impliqués dans le développement de l'oïdium devra permettre d'améliorer le modèle prédictif de risque parasitaire.

1.3 Le cycle de l'oïdium, études et modèles disponibles

1.3.1 Présentation de la maladie

L'oïdium (*Erysiphe necator* Schw.), agent responsable de la « maladie du blanc », est la maladie de la vigne la plus répandue et la plus destructrice à l'échelle mondiale (Pearson & Gadoury, 1992 dans (Halleen et Holz, 2001)). Parmi les 10 cépages les plus cultivés en France, 8 sont reconnus comme sensibles voire très sensibles à ce parasite (Galet, 1977). Il cause notamment des dégâts importants dans le Midi.

De façon générale, il s'attaque à tous les organes verts de la vigne. Le symptôme le plus commun est le recouvrement des organes oïdiés par des tâches blanches à grises qui font penser à de la poussière. Il peut néanmoins exister quelques différences en fonction des cépages et du moment de l'attaque. Et bien que les vignes malades en meurent rarement, le champignon peut les affaiblir année après année jusqu'à leur abandon (Galet, 1977).

L'oïdium affecte autant les rendements via la diminution de la photosynthèse, que la qualité de la production par sa présence sur les fruits (Lakso *et al.*, 1982; Pool *et al.*, 1984; Moriondo *et al.*, 2005). Par ailleurs, c'est toute la croissance de la vigne qui semble affectée par le déficit énergétique. Il en résulte une réduction de la vigueur de la plante et une moindre résistance aux stress hivernaux (Pool *et al.*, 1984).

De par son importance économique, l'oïdium a été sujet à de nombreuses études, et plusieurs modèles ont été conçus pour estimer son développement au vignoble. Son cycle

de vie peut se découper en deux grandes phases : une phase de reproduction sexuée et de conservation hivernale, puis une phase de reproduction asexuée à la belle saison, caractérisée par des cycles infectieux de nature explosive (Figure 1).

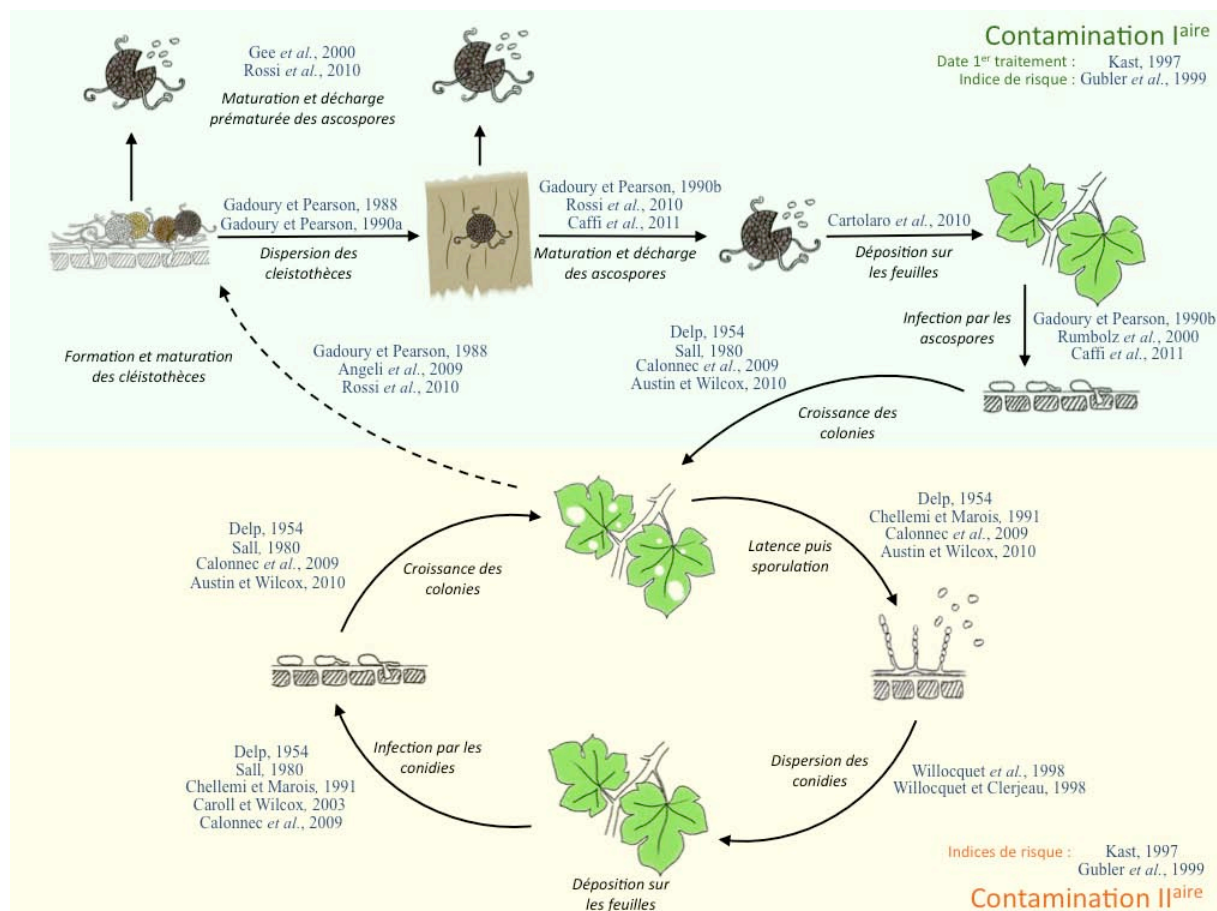


Figure 1 : Cycle biologique de l'oïdium de la vigne, études et modèles correspondants.

1.3.2 Conservation hivernale et contamination primaire

L'oïdium présente deux formes de conservation hivernale : les cléistothèces et le mycélium dans les bourgeons dormants. Ce dernier est responsable d'un faciès particulier au retour la belle saison qui facilite la gestion du pathogène au vignoble (Dubos, 2002). Certains auteurs estiment même qu'il s'agit d'un autre biotype d'oïdium (Delye et Corio-Costet, 1998). Pour ces raisons, les commanditaires du logiciel ITK Protect n'ont pas souhaité que cette forme de conservation soit intégrée au modèle oïdium. Elle ne sera donc plus abordée dans la suite de ce document.

1.3.2.1 De la formation des cléistothèces à la libération des ascospores

Les cléistothèces, quant à eux, sont la forme parfaite de l'oïdium, *i.e.* sa forme de reproduction sexuée. Elle est appelée *Erysiphe necator* Schw. (Dubos, 2002). Ce sont des organes sphériques clos d'environ 100 µm de diamètre, recouverts de fulcres hyalins, cylindriques et recourbés en crosse à leur extrémité.

Ils peuvent être formés en fin d'été et début d'automne sur tous les tissus infectés (Pearson et Gadoury, 1987; Gadoury et Pearson, 1988). La fréquence de leur formation ne dépend pas directement de conditions environnementales mais découle plutôt du niveau de maladie sur la vigne. En effet, plus le champignon s'est répandu sur son hôte, plus la probabilité que des formes compatibles du parasite se rencontrent est forte (Angeli *et al.*, 2009).

Au sein de ses fructifications se forment 4 à 6 asques disposés en bouquet et contenant chacun 4 à 8 ascospores unicellulaires, hyalines et ovoïdes (Dubos, 2002). La quantité d'ascospores formées dépend de l'accumulation des degrés-jours depuis l'initiation des cléistothèces (Gee *et al.*, 2000; Rossi *et al.*, 2010; Caffi *et al.*, 2011).

De plus, les cléistothèces subissent plusieurs étapes de maturation, et changent de couleur à chaque étape. A l'initiation de leur maturation, ils sont blancs, puis jaunes, puis marrons, pour être finalement noirs à maturité (Rossi *et al.*, 2010). C'est lors de cette dernière phase qu'ils sont le plus visibles, sous forme de petites pustules sphériques et foncées (Dubos, 2002). C'est aussi dès cette dernière étape qu'ils ne sont plus retenus par le mycélium sur tissus où ils sont nés (Gadoury et Pearson, 1990a).

Une fois mures, ils sont lavés par la pluie vers l'écorce du cep. Là, ils se maintiennent dans les anfractuosités grâce à leurs fulcres et sont protégés du froid pour passer l'hiver (Gadoury et Pearson, 1988). Dès lors, s'ils sont humectés suffisamment longtemps et que la température n'est pas limitante, ils peuvent éclater pour libérer leurs ascospores (Caffi *et al.*, 2011). Plusieurs modèles ou études sur la contamination primaire de la vigne par l'oïdium n'envisagent la décharge des cléistothèces qu'après le débourrement de la plante (Gadoury et Pearson, 1990b; Rügner *et al.*, 2002; Grove, 2004; Caffi *et al.*, 2011). Cependant, il a été montré que l'on peut forcer cet éclatement en hiver en laboratoire (Moyer *et al.*, 2008). Donc si les conditions sont réunies, rien n'empêche les cléistothèces d'éclater plus tôt, parfois même dès l'automne ou l'hiver suivant leur formation (Gee *et al.*, 2000; Rossi *et al.*, 2010). Ces libérations prématurées d'ascospores peuvent parfois être très importantes. Au nord de l'Italie, Rossi et son équipe ont assisté à des libérations automnales pouvant représenter jusqu'à 56% des d'ascospores piégés entre deux saisons (Rossi *et al.*, 2010).

Pour certains, les ascospores sont plus adaptées à survivre aux conditions environnementales de cette période que les conidies dont la production a cessé alors. Ainsi, cela pourrait permettre au champignon de faire durer un peu plus longtemps son cycle biologique (Gee *et al.*, 2000; Rossi *et al.*, 2010). Mais cela n'a jamais été démontré et il se peut que ces libérations prématurées soient simplement des pertes pour le champignon.

Cette hypothèse tendrait à confirmer certains témoignages recensés chez ITK selon lesquels la sévérité de la maladie en fin de saison n'impacte pas nécessairement le risque au printemps suivant. Alors, malgré une saison très favorable au développement du champignon, le risque de maladie la saison suivante pourra être faible si les conditions hivernales épuisent le stock de spores.

1.3.2.2 La contamination primaire et la croissance de la colonie

En revanche, si les ascospores sont libérées après le débourrement, elles pourront atterrir sur des feuilles. Là, elles seront en mesure de germer et d'infecter leur hôte. On considère que l'infection est un succès dès lors qu'un appressorium primaire a pénétré la cuticule de la feuille et qu'un premier hyphes s'est formé (Rumbolz *et al.*, 2000). Ce phénomène dépend de l'âge de la feuille dont la cuticule durcit en vieillissant, mais dans des conditions optimales de température (entre 20 et 25°C) et d'humidité relative (100%), l'infection est généralement effective après une quinzaine d'heures (Rumbolz *et al.*, 2000; Calon nec *et al.*, 2008).

S'en suit une période de latence définie comme le délai entre l'infection et l'apparition de spores de contamination secondaire (Calon nec *et al.*, 2008). Durant ce temps, la colonie grandit de façon radiale sous forme de filaments mycéliens hyalins, cloisonnés et ramifiés d'environ 4 à 5 µm de diamètre (Dubos, 2002). Sa croissance se fait sous l'influence de l'âge de la feuille et de la température (Calon nec *et al.*, 2008). Le développement de ce mycélium est à l'origine du symptôme caractéristique de la « maladie du blanc ». Ce phénomène signe la fin de la phase de reproduction sexuée du champignon et lui permet d'entamer la phase de reproduction asexuée (Dubos, 2002).

1.3.2.3 Les modèles développés pour cette phase du cycle

En 1990, Gadoury et Pearson définissaient simplement les conditions minimales pour la décharge des ascospores depuis les cléistothèces ; c'est-à-dire des précipitations de 2,5mm et une température de 10°C (Gadoury et Pearson, 1990a).

Le premier véritable modèle pour cette phase du cycle a été développé par Kast en 1997. Le système OiDiag est un modèle empirique basé sur 50 ans des données dans des vignobles allemands. Il permet au viticulteur de choisir la date du premier traitement et l'espacement des suivants. La date de la première application est liée à la moyenne des températures minimale pendant les deux hivers précédents et à la sévérité de la maladie l'année précédente. La suite du modèle concerne les contaminations secondaires (Kast, 1997 dans (Legler *et al.*, 2010)).

Puis, en 1999 Gubler *et al.* ont développé le UC Davis Powdery Mildew Risk Index. Là aussi, le modèle comporte une composante pour les contaminations primaire et une autre pour les contaminations secondaires. En ce qui concerne les ascospores, il s'appuie sur les tables de Mills pour estimer le risque de libération et d'infection en conséquence selon la température et l'humidité des feuilles. A l'origine, les tables de Mills ont été élaborées pour la tavelure du pommier (Luckhurst et Pettigrew, 2002).

Plus récemment, Caffi et son équipe ont mis au point un modèle mécaniste pour cette phase du cycle. Il utilise la température de l'air, l'humidité relative, la durée d'humectation des feuilles et les précipitations comme entrées. En sortie, il délivre le taux de maturation des ascospores au printemps, la fréquence et l'importance des événements de décharge d'ascospores puis d'infection, le temps de latence et le délai avant la contamination secondaire. Cependant, il débute les simulations au 1^{er} janvier, et ne prend donc pas en compte d'éventuelles pertes hivernales en ascospores (Caffi *et al.*, 2011).

1.3.3 Reproduction asexuée à la belle saison

1.3.3.1 Les cycles infectieux

Comme évoqué ultérieurement, la phase de reproduction asexuée de l'oïdium débute lorsque son réseau mycélien se met en place. Cette forme imparfaite du champignon est appelée *Oïdium tuckeri* Berck. (Galet, 1977; Dubos, 2002).

Les colonies grandissent et des conidiophores, de 100 à 400 µm de long, prennent forme perpendiculairement aux hyphes mycéliens. Ils portent une chaîne de 3 à 5 conidies hyalines, de forme cylindrique à ovoïde. Ce sont les spores de reproduction clonale du champignon (Dubos, 2002). La sporulation dépend principalement de la température (Delp, 1954). En outre, elle est limitée dans le temps, puisqu'elle peut durer entre 3 et 20 jours (Calonnec *et al.*, 2008).

Les conidies, légères et peu fixées, sont généralement dispersées par le vent, même si la littérature fait aussi état d'un éventuel effet splash par la pluie, voire par la pulvérisation des traitements fongicides (Willoquet *et al.*, 1998). Après atterrissage sur un tissu susceptible, la conidie infectera son hôte et établira une nouvelle colonie qui émettra des spores à son tour après une période de latence (Galet, 1977; Dubos, 2002). Les contaminations secondaires sont elles aussi dépendantes de la température. Il a été montré que la germination des conidies peut avoir lieu entre 6°C et 33°C avec un optimum entre 20°C et 25°C, mais qu'une température supérieure à 40°C a un effet létal (Delp, 1954). La présence d'eau libre semble aussi néfaste pour la germination (Chellemi et Marois, 1991a).

Les cycles infectieux sont plutôt rapides puisque l'étape limitante est la période de latence qui peut durer entre 5 et 32 jours. Dès que la sporulation débute, les conidies peuvent être dispersées et causer une contamination secondaire dans les 24h (Halleen et Holz, 2001). Ces cycles successifs courts sont à l'origine de la véritable épidémie au vignoble.

1.3.3.2 Les modèles développés pour cette phase du cycle

En 1980, Sall a développé un modèle mathématique en reprenant les équations de Vanderplank pour la progression des maladies et en y intégrant l'influence de la température et de l'humidité. Dans ce modèle, la croissance de la vigne est aussi simulée pour que l'hôte grandisse dans le même temps que son parasite. Pour commencer la simulation, il faut spécifier le jour et la quantité d'infection initiale, puis le modèle calcule un taux de colonisation qui implique les processus de germination, infection et croissance (Sall, 1980).

Le modèle de Chellemi et Marois, quant à lui, se concentre sur trois phénomènes à partir d'équations du second degré. La germination y est calculée directement à partir de la température en s'appuyant sur les travaux de Delp (Delp, 1954). Un effet réducteur est pris en compte en cas de présence d'eau libre. Puis, la pénétration du parasite dans l'hôte dépend uniquement de la température, selon les recherches de Delp de nouveau (Delp, 1954). Enfin, à l'image de la germination, la sporulation est d'abord calculée avec la température comme unique variable, puis un effet réducteur vient s'ajouter à ce calcul en cas d'humectation de la feuille. Cette fois, le modèle s'appuie sur les propres travaux expérimentaux des auteurs (Chellemi et Marois, 1991a; Chellemi et Marois, 1991b).

La seconde partie du système OiDiag de Kast calcule un indice de risque journalier en fonction de la température, du nombre d'heures pendant lesquelles l'humidité relative est entre 65% et 80% ou supérieure à 85%, de la durée d'humectation des feuilles et des précipitations des 14 derniers jours (Kast, 1997 dans (Legler *et al.*, 2010)).

Une fois l'infection réalisée par les ascospores, le modèle de Gubler-Thomas bascule sur une phase d'estimation du risque traduisant uniquement l'effet de la température sur le taux de reproduction du pathogène. Le système ajoute ou ôte des points à l'indice de risque en fonction des conditions de température. Plus cet indice est élevé, plus le champignon se développe vite, et donc plus des cadences de traitements rapides sont recommandées (Luckhurst et Pettigrew, 2002).

Plus récemment, le modèle développé par Calonnec en 2008 couple la croissance de la vigne dans le temps et dans l'espace avec le développement et la dispersion de l'oïdium à l'échelle du cep. Les principales entrées sont la température de l'air, la vitesse et la direction du vent. De façon mécaniste, les processus sont clairement découpés dans ce modèle. Sur les feuilles, il estime donc successivement les taux d'atterrissage, d'infection, de croissance, de latence, de sporulation et de dispersion du champignon. Mais il ne prend pas en compte l'effet de l'humidité sur ce dernier (Calonnec *et al.*, 2008).

Malgré toutes ces connaissances, la bibliographie reste disparate, tant sur la forme que sur le fond. Aucune approche n'a pour l'instant décrit les processus sur la totalité du cycle du champignon. Et si la plupart des modèles se concentrent sur la phase d'amplification de la maladie, les conditions de conservation hivernale de l'inoculum peuvent jouer un rôle non négligeable dans l'initialisation des contaminations secondaires.

Pour l'entreprise ITK, réussir une telle opération et pouvoir l'appliquer dans un OAD pourrait représenter, en plus d'un succès commercial, un moyen d'accroître sa notoriété dans le milieu de la recherche.

2. Matériel & Méthodes : choix de construction du modèle

L'étude bibliographique laissait anticiper de profonds changements dans le modèle oïdium. Conserver l'ancien modèle comme trame de fond aurait représenté une contrainte. Le développement du nouveau modèle scientifique consistait donc à reformaliser complètement le système et à décrire les relations entre ses composants avec des équations.

Pour cela, différentes sources d'informations ont pu être utilisées. Ce furent principalement des publications scientifiques, mais aussi des articles de vulgarisation et des avis d'experts. En revanche, aucune expérimentation ne pouvait être menée, puisque

l'entreprise ne dispose pas d'accès à des parcelles expérimentales ou à un laboratoire dans le cadre de ce projet. Lorsque la bibliographie se révélait insuffisante pour décrire le système, voire contradictoire, le travail consistait à conceptualiser les phénomènes en émettant des hypothèses dont la cohérence était testée puis validée.

Il était clair depuis le départ que cette méthode de travail présentait des limites. En général les publications scientifiques décrivent un ou plusieurs phénomènes particuliers, dans le meilleur des cas grâce à des formalismes mathématiques, sinon de façon qualitative. Les expériences y sont souvent validées pour des conditions spécifiques. Par conséquent, des efforts ont été faits pour faciliter le paramétrage du modèle et donc son adaptabilité à différentes conditions de simulation.

2.1 Entrées et sorties du modèle

Construire un modèle pour l'intégrer dans un OAD nécessite de comprendre les conditions dans lesquelles il pourra être utilisé. Le but final reste l'utilisation par des agriculteurs et la préconisation. Il faut donc prendre en compte d'éventuelles contraintes techniques et les attentes particulières des utilisateurs.

Le logiciel étant destiné à être utilisé à grande échelle par des viticulteurs, les méthodes de mesure et d'observation des entrées du modèle doivent être généralisables, faciles à mettre en œuvre et surtout peu coûteuses. C'est une des principales différences par rapport à un modèle de recherche pure. Ce sont à la fois la qualité et la quantité des mesures qui sont limitées.

Ainsi, le nouveau modèle oïdium tourne sur un pas de temps journalier. Mais il est important de noter que, du point de vue informatique, il a été conçu pour s'adapter à tout changement de pas de temps de calcul. Il utilise des données dites « maillées » d'un réseau national fournies par le commanditaire du projet. Elles ne sont pas directement mesurées mais sont issues de modèles météorologiques complexes et très proches de la réalité, avec une capacité prédictive à 5 jours. Les mailles de ce réseau sont chacune espacées de 10km.

La plupart des entrées sont donc des données mesurées (Annexe II). Une seule observation à la parcelle est demandée à l'agriculteur, celle de la sévérité moyenne de la maladie à la parcelle au 31 août. Enfin, la durée d'humectation des feuilles ne faisait pas partie des données fournies par le commanditaire. Pour y avoir accès, le calcul semblait être la seule solution.

Le modèle SWEB (Surface Wetness Energy Balance) développé par Magarey *et al.* (2006) faisait un bon candidat. Il paraissait robuste tout en restant assez simple. Il a d'abord été développé sur la vigne et a même été utilisé pour modéliser le développement du mildiou. SWEB réalise un bilan énergétique à l'échelle du couvert en calculant les entrées d'eau par interception de la pluie et par condensation de la rosée, puis la sortie par évapotranspiration. Il estime ainsi la durée journalière d'humectation des feuilles en fonction de données météorologiques et de l'état de développement du couvert végétal.

Le codage de SWEB a été entamé. Cependant, des zones d'ombres subsistent sur le calcul de la condensation de la rosée. Son implémentation complète demande encore du travail. Pour le moment, les simulations pour ITK Protect ont été effectuées avec des durées d'humectation des feuilles aléatoires.

En sortie, le modèle donne la sévérité de la maladie sur les feuilles. Cette donnée pourra être confrontée à des observations de terrain en vue de la validation des calculs. Cela permettra aussi de faire évoluer les indicateurs pour délivrer les préconisations aux viticulteurs. Par exemple, il sera possible d'obtenir une sortie graphique représentant une feuille plus ou moins recouverte de feutrage blanc, traduisant l'état de la parcelle ; puis, de suivre l'évolution de cette feuille en fonction des opérations réalisées et des prévisions météorologiques.

2.2 Complexité et modularité du modèle

Il existe plusieurs façons de modéliser le développement des maladies des plantes. En règle générale, plus un modèle se veut précis dans l'explication des processus, plus il est voué à être complexe et plus le temps de calcul est long.

A titre d'exemple, le modèle mécaniste de Calonnec *et al.* (2008) cité ultérieurement s'applique à l'échelle du cep de vigne. Les auteurs souhaitant désormais étudier la propagation de la maladie à la parcelle ont choisi d'utiliser un autre type de modèle. Leur modèle d'origine sert à paramétrer un modèle plus simple reposant sur 5 équations différentielles pouvant s'appliquer à une échelle plus large (Calonnec *et al.*, 2008; Burie *et al.*, 2011).

Le niveau de complexité du nouveau modèle oïdium pour ITK Protect devait être modéré. Mais pour le moment, il paraissait essentiel de raisonner de façon mécaniste pour pousser la réflexion sur les processus impliqués dans le cycle de vie du champignon, et pour pouvoir intégrer de façon explicite l'effet des nouvelles variables environnementales.

Beaucoup de modèles en phytopathologie commencent avec une phase d'initialisation suivie par une phase d'amplification avec des cycles épidémiques (Tambour *et al.*, 2009). La **Figure 2** en trace une représentation générale. Les différents états biologiques du parasite y sont dessinés comme des stocks contenant une certaine quantité d'objets. Sous le contrôle de variables environnementales, des flux relient ces stocks entre eux, les remplissant ou les vidant (Tambour *et al.*, 2009).

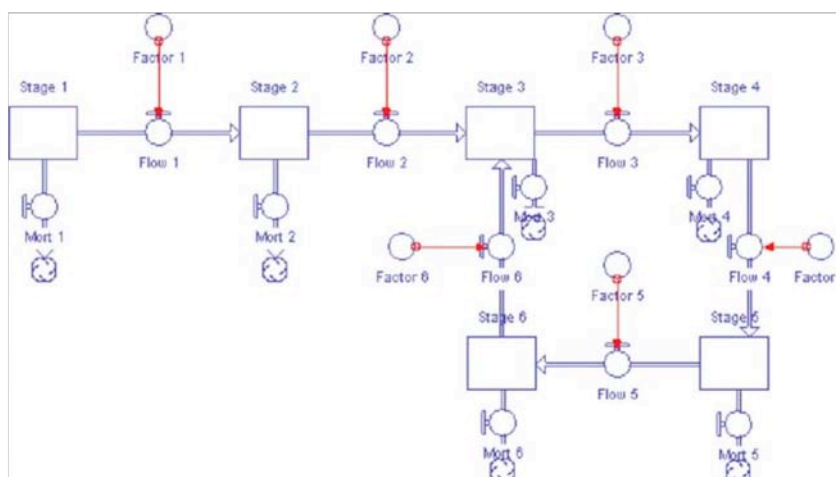


Figure 2 : Formes biologiques d'un parasite modélisées comme des stocks (Tambour *et al.*, 2009).

C'est le type de modèle qui a été choisi. La phase de conservation hivernale a été ajoutée entre la phase d'initialisation et la phase d'amplification. Cette structure permet de préserver la modularité du modèle, puisque des changements peuvent s'opérer sur un stock ou sur un flux sans modifier le fonctionnement général du système. Cela présente plusieurs avantages :

- L'intégration de nouvelles connaissances est facilitée pour les futures mises à jour.
- Les équations peuvent être analysées et calibrées de façon indépendante.
- Le passage à une version industrielle du modèle est rapide puisque la lecture est claire.
- L'entretien du modèle est amélioré.

Le parti a été pris de faire tourner les simulations pour un cep de vigne au dessus de 1 m² de sol pour faciliter les calculs. Le risque parasitaire est estimé à cette échelle et directement répercuté à la parcelle, en considérant qu'un viticulteur traite toute la parcelle de la même façon.

2.3 Couplages avec d'autres modèles

Il convient de signaler que le logiciel traite ses deux modèles maladies de façon indépendante. Le développement de l'oïdium ne dépend pas de celui du mildiou et vice-versa.

Le couplage avec le modèle de traitements phytosanitaires, quant à lui, sera facilité par l'architecture du modèle oïdium. Les cibles des produits sont généralement bien définies. Cela se traduira par un frein plus ou moins important à certaines étapes du cycle du parasite.

De plus, le niveau de risque parasitaire dépend aussi du stade végétatif de l'hôte. Au cours de la croissance de la plante, la surface d'accueil pour la maladie évolue, et des barrières physiques à l'infection s'établissent.

La Figure 3 décrit plusieurs façons de conceptualiser le développement de la vigne en modélisation. Pour certains modèles, le couvert végétal peut être comparé à une « big leaf » qui a le même comportement partout. C'est le cas du modèle SWEB par exemple (Magarey *et al.*, 2006). Pour le modèle de Calonnec *et al.* (2008) l'architecture du cep entier est détaillée, allant même jusqu'à la représentation en 3D. Enfin, celui de Burie *et al.* (2011) nécessite moins de précision, il observe la croissance de la vigne à la parcelle.

Dans le modèle oïdium pour ITK Protect, la croissance de la vigne sera calculée selon le modèle de Lebon (2004). Elle dépend du temps thermique, ainsi que du niveau de stress azoté et hydrique. C'est un modèle topologique qui considère la partie aérienne de la plante comme un ensemble de phytomères, à l'image d'un grand rameau (Figure X-C). Un phytomère est un groupe de cellules qui vont évoluer en plusieurs organes du même âge (nœud, entre-nœud, bourgeon, feuille, etc.). Il peut être vu comme un élément de base de la plante (Lebon, 2004 dans (Tambour *et al.*, 2009)).

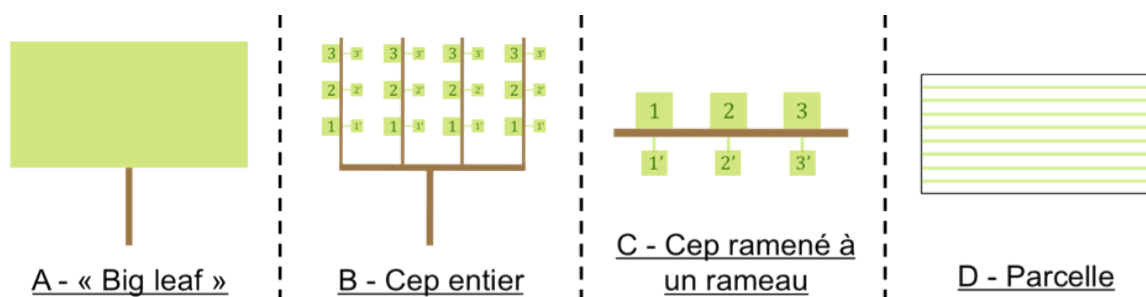


Figure 3 : Différentes façons de conceptualiser la croissance de la vigne en modélisation.

Le modèle calculera la croissance d'un rang principal de 30 phytomères au maximum. Chacun peut avoir une seule ramification formant un rang secondaire. Mais à l'heure actuelle, les simulations du modèle oïdium sont réalisées sur une vigne « support » dont la croissance ne dépend pas des conditions environnementales. Elle intervient encore comme une variable de forçage.

2.4 Outil de travail

Le modèle a été construit dans le langage MATLAB, bien adapté au calcul informatique et relativement simple à prendre en main. Il est suffisamment flexible pour pouvoir modifier le modèle si besoin. De plus, après une simulation, toutes les variables sont disponibles dans l'environnement de travail. Le modélisateur peut alors les utiliser, *via* quelques lignes de commandes, pour visualiser, manipuler ou comparer des résultats.

3. Résultats : du modèle conceptuel au premier prototype

La troisième partie de ce rapport se propose de décrire le modèle conceptuel imaginé comme base de travail, puis revient de façon précise sur les choix de formalismes mathématiques et sur leur implémentation pour aboutir au modèle prototype. Il s'agit également d'analyser qualitativement le comportement du modèle et de ses modules. L'objectif est de montrer que l'ensemble réagit correctement et de façon cohérente.

3.1 Construction du squelette du modèle

3.1.1 Découpage du cycle en un ensemble de processus

Comme le montre le diagramme relationnel du modèle (Annexe I *), le cycle biologique du champignon a d'abord été découpé en deux sous-modèles de contaminations primaires et secondaires, puis en un ensemble de modules. Ces derniers correspondent chacun à un état biologique distinct de l'oïdium et fonctionnent comme des compartiments qui se remplissent ou se vident selon des flux.

Les variables environnementales peuvent agir sur ces flux comme des interrupteurs. Il faut alors qu'un ensemble de conditions soient réunies pour que l'ensemble du stock passe à l'étape suivante. Dans d'autres cas, elles jouent le rôle de vannes. Le passage des objets d'un module au suivant est alors régi par un taux entre 0 et 1.

Le diagramme représente chaque état distinct du champignon sur l'ensemble de son cycle de vie. Il se lit de gauche à droite et débute par un flux appelé « Mating » qui correspond à la rencontre de formes compatibles du pathogène en fin d'été. Durant la phase sexuée, plusieurs compartiments traduisent l'état conjoint des cléistothèces et des ascospores qu'ils contiennent, selon les descriptions de la littérature. Le modèle garde en mémoire leur âge en jours et en temps thermique.

Le stock initial s'épuise pendant cette période. La sénescence des feuilles à l'automne en est une première cause. Des pertes ont aussi lieu lorsque la pluie décroche les cléistothèces de leur feuille de naissance. Seuls ceux qui atterrissent sur l'écorce passeront l'hiver. Enfin, toutes les ascospores déchargées avant le débourrement de la vigne ou n'atterrissant simplement pas sur une feuille en place sortent du système. Celles qui poursuivent le cycle biologique du champignon permettent de calculer la date et l'importance des contaminations primaires.

Le sous-modèle de contamination secondaire démarre à partir du stock « Total colonies ». Ce module enregistre l'état de toutes les colonies fongiques sur les feuilles, qu'elles soient issues d'une contamination primaire ou d'une contamination secondaire. Dès lors, le modèle enregistre la croissance du pathogène, l'avancement de sa latence, la date et l'importance des événements de sporulation et de contamination secondaire.

Les sorties d'une simulation pourraient servir d'entrée pour la suivante. Cependant, le choix a été fait de ne pas enchaîner les simulations pour limiter l'accumulation d'erreurs résiduelles liées à l'incertitude des calculs. C'est ce que symbolisent les pointillés entre « Total colonies » et « Mating ».

La croissance de la vigne intervient comme une variable intermédiaire. La surface foliaire totale comparée à la place déjà occupée par le champignon permet de déduire la surface de feuilles encore susceptible d'être attaquée.

* Pour simplifier la lecture de la suite du rapport, il est conseillé de déplier l'Annexe I où se trouve le diagramme relationnel décrivant en détail le modèle oïdium.

3.1.2 Architecture du code Matlab

L'architecture informatique présentée sur la Figure 4 reprend le découpage défini sur le diagramme relationnel. Les deux sous-modèles de contaminations primaires (Contal) et secondaires (Contall) sont distincts et possèdent leurs modules respectifs. Ces modules nécessitent chacun 3 fonctions caractérisées par des préfixes différents :

- « initialize » pour initialiser les variables d'états. Cela permet au modèle de tourner plus rapidement.
- « setParameters » pour fixer l'ensemble des paramètres qui seront utiles pour le calcul. De cette façon, seule cette fonction sera modifiée pour calibrer le module.
- « compute » pour calculer l'évolution des objets dans le module. Elle réalise un bilan des entrées et des sorties. Les informations concernant le stock sont conservées sous formes de variables d'état dans des structures, *i.e.* des tableaux permettant de stocker des éléments de différents types et de différentes tailles.

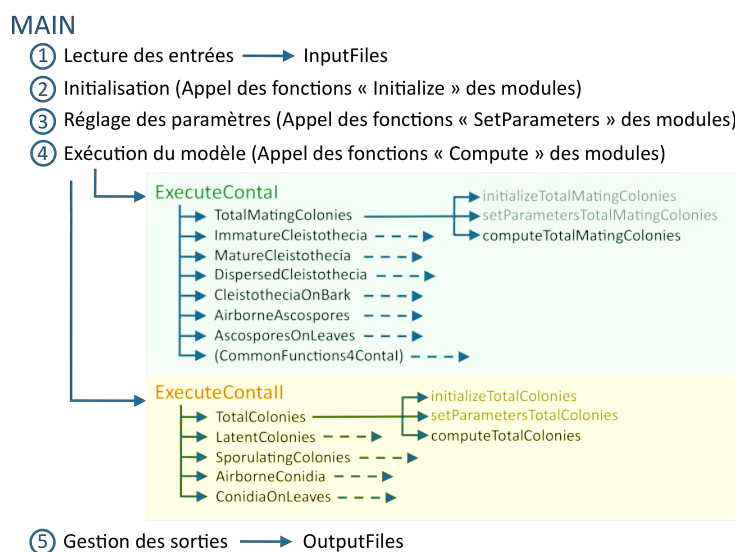


Figure 4 : Schéma de l'architecture du code Matlab.

Le déroulement chronologique du modèle est le suivant. D'abord, le script principal lit les données d'entrées comme les mesures ou les observations. Puis, il appelle l'ensemble des fonctions d'initialisation et de paramétrage. Alors il peut calculer les fonctions des deux sous-modèles dans une boucle sur la durée de la simulation. L'un après l'autre, chaque sous-modèle fait appel à l'ensemble de ses modules de façon bien synchronisée. A l'image de vases communicants, chaque sortie de module alimente l'entrée du suivant (Figure 4).

Une telle architecture est clairement lisible puisque les phénomènes sont bien identifiés et que le fonctionnement des modules est générique. En outre, la séparation des paramètres et des calculs qui les utilisent permet de savoir exactement où chercher pour ajuster le modèle.

3.2 Choix des formalismes mathématiques

3.2.1 Sous-modèle de contamination primaire

3.2.1.1 Formation des cléistothèces

Selon la littérature, les premiers cléistothèces sont généralement détectés de fin juillet jusqu'à mi-août. Un pic de production apparaît souvent au début du mois de septembre, et les derniers sont formés en début du mois d'octobre (Gadoury et Pearson, 1988; Halleen et Holz, 2001). Les descriptions sur cette étape restent surtout qualitatives dans la bibliographie.

Cependant, sa dynamique semble bien correspondre à une fonction logistique (Equation 1). En effet, le nombre cumulé de cléistothèces formés en fonction du temps peut être approximé par une sigmoïde débutant au 1^{er} août et atteignant sa valeur maximale au 30 septembre (Figure 5). Ce phénomène correspond au flux « Mating » entrant dans le stock « Immature cleistothecia » entre ces deux dates.

$$\text{CleistotheiciaDensity} = \frac{K_{\max}}{1 + \exp(-k \cdot (t - t_0))} \quad (\text{Eq. 1})$$

Du fait de la symétrie de la sigmoïde, la connaissance de l'état de la production au point d'inflexion de la courbe ($K_{\max}/2$) permet de déduire la quantité totale de cléistothèces dans le stock initial (K_{\max}). C'est ce que décrivent les flèches sur la Figure 5.

Pour connaître $K_{\max}/2$, le modèle s'appuie sur les travaux d'une équipe de recherche italienne ayant établi une relation linéaire entre la sévérité de l'oïdium (*i.e.* pourcentage de surface foliaire malade) et la densité de cléistothèces à une date donnée (Angeli *et al.*, 2009). Une appréciation visuelle de la surface des feuilles recouverte par un feutrage blanc est donc demandée au viticulteur aux alentours du 31 août, point d'inflexion de la courbe.

Quatre catégories de parcelles ont été définies en fonction de la sévérité observée (Figure 5) (Annexe III).

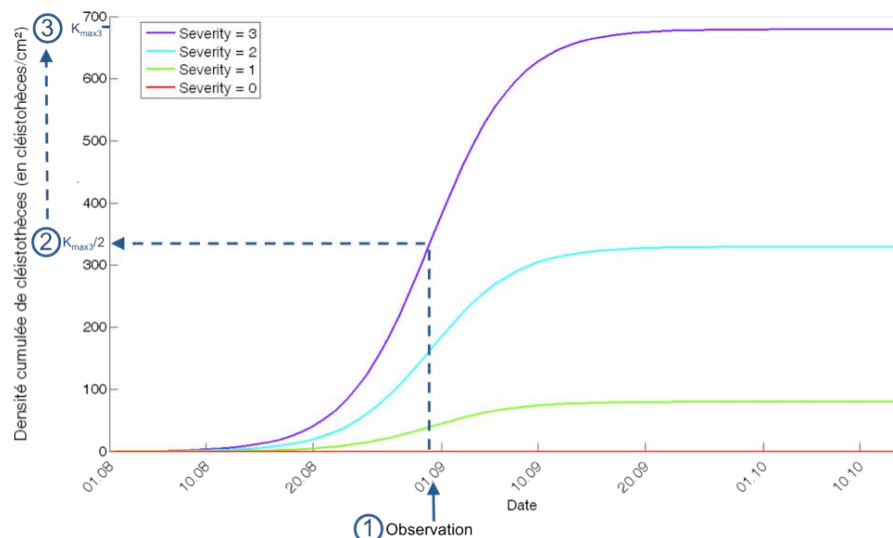


Figure 5 : Densité cumulée de cléistothèces sur les feuilles en fonction de la sévérité de la maladie observée au 31 août.

3.2.1.2 Maturation et dispersion des cléistothèces

Une fois formées, ces fructifications subissent différentes étapes de maturation. Pour le modèle, un cléistothèce passe du module « Immature cleistothecia » à « Mature cleistothecia » s'il n'est plus retenu par le mycélium sur sa feuille de naissance (Gadoury et Pearson, 1988). Il peut donc être dispersé vers l'écorce par la pluie. Il faut signaler que, pour le modèle, cette notion est complètement indépendante de la capacité du cléistothèce à éclater ou non.

La bibliographie est pauvre sur cette étape. Pour le moment, le modèle garde en mémoire l'âge en jour des cohortes. Après 30 jours, il considère qu'elles sont matures (Gadoury et Pearson, 1988). A l'avenir, il serait intéressant de comprendre les véritables mécanismes biologiques mis en jeu et le rôle de facteurs environnementaux comme la température. Du point de vue mathématique, cela revient à décaler la courbe logistique de 30 jours vers la droite.

Dans les deux premiers modules ci-dessus, l'utilisation du LAI permet de transformer la densité de cléistothèces sur les feuilles en un nombre (Equation 2). Le modèle les répartit de façon homogène sur l'ensemble de la surface foliaire de la vigne. La réduction du LAI par la chute des feuilles en automne se répercute donc directement sur le stock initial de cléistothèces.

$$\text{CleistotheiciaNumberOnLeaf} = \text{CleistotheiciaDensity} \times 2 \times \text{LAI}_i \quad (\text{Eq. 2})$$

Dès lors, la pluie agit comme un interrupteur. Si elle est suffisante, c'est-à-dire supérieure à 2,5 mm, les cléistothèces matures sont dispersés vers le module « Dispersed cleistotheicia ». C'est un état transitoire où le modèle divise le stock. Une part est déposée sur le sol ou sur d'autres feuilles. Celles-ci sortent du système car elles ne passeront pas l'hiver (Gadoury et Pearson, 1988). Le reste est retenu par l'écorce et entre dans « Cleistotheicia on Bark ». A l'heure actuelle, le taux de déposition sur l'écorce est un paramètre fixe, faute de mieux dans la littérature.

3.2.1.3 Formaion des ascospores dans les cléistothèces

La formation des ascospores dans les cléistothèces est dépendante de l'accumulation d'une somme de degrés jours (DD) (Rossi *et al.*, 2010). Ainsi, le modèle conserve en mémoire l'âge thermique de chacune des cohortes et calcule le taux de maturation des ascospores correspondant (Equation 3 – Annexe IV : Figure A). A titre d'exemple, si une cohorte de cléistothèces a accumulé 200 DD (base 10°C) alors 90% de ses ascospores seront formés.

L'équation 3 est tirée des travaux de Caffi *et al.* (2011). Mais le choix a été fait de l'appliquer dès l'initiation de la formation des cléistothèces afin de prendre aussi en compte les températures favorables de fin d'été et d'automne ; ce qui semble plus logique.

$$\text{AscosporesMaturationRate} = \exp\left(-\alpha \cdot \exp\left(\frac{-\beta \cdot DD_i}{100}\right)\right) \quad (\text{Eq. 3})$$

$$\text{Où } DD_i = \sum_{DOJ}^i (T_i - 10) ; \text{ Si } (T_i - 10) < 0 \text{ alors } (T_i - 10) = 0$$

Ce processus peut se dérouler sur toute la durée de vie des cléistothèces, qu'ils soient sur les feuilles ou sur l'écorce. Il apparaît donc à plusieurs étapes du modèle et correspond au flux marqué « Ascospores maturation ».

A chaque fois le nombre d'ascospores formées est déduit du nombre de cléistothèces dans le stock considéré (Equation 4). En général, un cléistothèce pleinement formé contient 36 ascospores.

$$\text{AscosporesInCleistotheicia} = \text{CleistotheiciaNumber} \times \text{AscosporesMaturationRate} \times 36 \quad (\text{Eq. 4})$$

3.2.1.4 Décharge d'ascospores

La décharge d'ascospores par les cléistothèces peut elle aussi se produire à différentes étapes du modèle. Si les conditions de pluie et de température sont propices (Equation 5), le taux de décharge des ascospores augmente avec la température et la durée d'humectation d'après une équation de Caffi *et al.* (2011).

Cependant cette équation a été établie pour des cléistothèces formés depuis plusieurs mois. Appliquée telle qu'elle dès l'automne, elle épuisait trop rapidement le stock. L'âge des cléistothèces semblait donc jouer un rôle sur leur éclatement. L'hypothèse la plus simple était d'envisager le phénomène de façon linéaire. Elle était corroborée par les travaux de Gadoury et Pearson (1990a) qui décrivent la perte de potentiel hydrique au sein de ces fructifications au cours du temps (Equation 6 – Annexe IV : Figure B).

Ensuite, le nombre d'ascospores déchargées est calculé d'après l'équation 7.

Quand $R_i < 2 \text{ mm}$, ou $T_i < 4^\circ\text{C}$, ou $T_i > 30^\circ\text{C}$,

$$\text{AscosporesDischargeRate} = 0 \quad (\text{Eq. 5})$$

Quand $R_i \geq 2 \text{ mm}$, et $4^\circ\text{C} \leq T_i \leq 30^\circ\text{C}$,

$$\text{AscosporesDischargeRate} = \left[1 - \delta \cdot \exp(-\lambda \cdot T_i^2 \cdot WD_i) \right] \cdot \left[\min(1, a \cdot \text{CleistAge} + b) \right] \quad (\text{Eq. 6})$$

$$\text{AirborneAscospores} = \text{AscosporesInCleistothecia} \times \text{AscosporeDischargeRate} \quad (\text{Eq. 7})$$

3.2.1.5 Déposition des ascospores sur les feuilles et contamination primaire

Les ascospores déchargées depuis l'écorce entrent dans le stock « Airborne ascospores ». Si cela se produit après le débourrement de la vigne, elles peuvent atterrir sur une feuille. Généralement, les premiers symptômes apparaissent sur les 1^{ère} et 2^{ème} feuilles (Cartolaro *et al.*, 2006). Couplé au modèle vigne, le modèle oïdium attribue donc une certaine proportion de spores aux deux premiers phytomères et la pondère par la surface foliaire du phytomère (Equation 8 – Figure 6). Le vecteur de déposition des spores est un paramètre qui doit encore être calibré.

$$\text{AscosporesOnLeaves} = \text{AirborneAscospores} \times \text{DepositionVector} \times \frac{\text{Leaf Surface}}{\text{Leaf Surface}_{\max}} \quad (\text{Eq. 8})$$

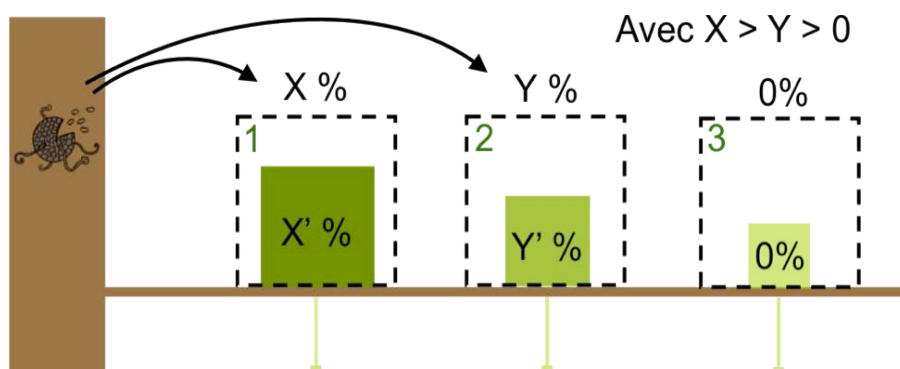


Figure 6 : Déposition des ascospores sur les deux premières feuilles (Cartolaro *et al.*, 2006).

Dans le stock « Ascospores on leaves », le modèle ne conserve en réalité que les spores déposées sur un espace foliaire sain. Il fait l'hypothèse qu'une feuille ne peut pas être infectée deux fois au même emplacement. Il calcule donc la proportion d'espace libre sur la feuille en fonction du LAI et de la surface des colonies déjà formées.

Le taux de réussite à l'infection est optimal pour une température proche des 25°C et augmente avec l'humidité relative selon les travaux de Caffi *et al.* (2011). Par ailleurs, d'après les équations de Calonec *et al.* (2008) pour les contaminations secondaires, plus la feuille est jeune plus elle est sensible (Equations 9 et 10 – Annexe IV : Figures C et D).

Les spores qui échouent sortent du système. Celles qui y parviennent formeront une nouvelle cohorte de colonies dans le module « Total Colonies » (Equation 11).

Quand $T_i < 5^\circ\text{C}$, ou $T_i > 31^\circ\text{C}$,

$$\text{AscosporesInfectionRate} = 0 \quad (\text{Eq. 9})$$

Quand $5^{\circ}\text{C} \leq T_i \leq 31^{\circ}\text{C}$,

$$\text{AscosporesInfectionRate} = \left\{ \left[\varphi \cdot T_n^v \cdot (1 - T_n) \right]^{\xi} \right\} \cdot \exp(-v \cdot \text{VPD}_i - \tau \cdot \text{LeafAge}) \quad (\text{Eq. 10})$$

$$\text{Avec } T_n = \frac{T_i - T_{\min}}{T_{\max} - T_{\min}} ; \text{ Et } \text{VPD}_i = (1 - \text{RH}_i / 100) \cdot 6,11 \cdot \exp\left[\left(\frac{17,47 \cdot T_i}{239 + T_i}\right)\right]$$

(D'après Buck, 1981 dans (Caffi *et al.*, 2011))

$$\text{AscosporesToColonies} = \text{AscosporesOnLeaves} \times \text{AscosporesInfectionRate} \quad (\text{Eq. 11})$$

3.2.2 Sous-modèle de contamination secondaire

Depuis la conception de la première version du modèle oïdium à partir des recherches de Chellemi et Marois (1991), le modèle de Calonnec *et al.* (2008) est venu enrichir la bibliographie sur les contaminations secondaires. Or, les visions de ces auteurs divergent.

Les premiers ne se sont pas intéressés à la croissance des colonies et estiment que la température régule la sporulation. A température constante, une équation du second degré établit une courbe de sporulation qui augmente jusqu'à un optimum et décroît progressivement pour devenir nulle. Cette représentation dépeint bien les résultats des expériences de ces mêmes auteurs

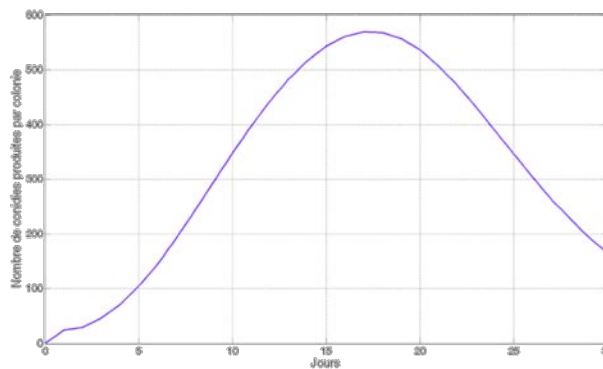


Figure 7 : Quantité de conidies produites par colonie en fonction du temps pour une température constante de 25°C (Chellemi et Marois, 1991a).

Les seconds, au contraire, estiment que la température n'impacte que sur la croissance des colonies. Puis ils établissent une relation entre la surface du champignon et son niveau de sporulation. Dans cette façon de concevoir les processus, la production de conidies suit donc directement l'évolution de la surface des colonies et repasse à zéro 10 jours après son initiation. Cela semble ne pas refléter pas les résultats des expériences de Chellemi et Marois (1991b).

Le modèle oïdium pour ITK Protect calcule à la fois l'accroissement en surface des colonies et la sporulation, en émettant l'hypothèse que la température contrôle tour à tour ces deux phénomènes distincts. L'objectif était de s'appuyer sur le calcul de la croissance donné par Calonnec *et al.* (2008) tout en aboutissant au même résultat que Chellemi et Marois (1991b) pour la sporulation.

L'idée fut donc de visualiser une colonie comme un ensemble d'anneaux de croissance qui évoluent indépendamment les uns des autres. Leur surface est calculée d'après les travaux de Calonnec *et al.* (2008) mais chacun est d'abord latent, puis sporulant avant d'achever sa production de conidies. La colonie s'éteint donc progressivement.

Les résultats qui suivent décrivent les formalismes qui ont été choisis afin de répondre à ces objectifs de départ.

3.2.2.1 Croissance des colonies

Les cycles infectieux sont initiés par la croissance des colonies dans le module « Total colonies ». Elle s'effectue de façon radiale autour du point d'infection. A chaque pas de temps du calcul, le mycélium forme un nouvel anneau de croissance dont la surface dépend de la température, et de l'âge de la feuille et de la colonie. Plus une colonie vieillit, moins elle grandit, jusqu'à atteindre un diamètre final pratiquement constant (Calonnec *et al.*, 2008) (équations 12 et 13 - Annexe IV : Figures E et F).

$$\text{RingSurface} = \frac{\Pi}{4} \cdot [\text{ColonyDiameter}(t_2)^2 - \text{ColonyDiameter}(t_1)^2] \quad (\text{Eq. 12})$$

$$\text{ColonyDiameter}(t) = D_{\max} \cdot F(T_n) \cdot \frac{r \cdot \exp(r \cdot (t^* - t))}{[1 + \exp(r \cdot (t^* - t))]^2} \quad (\text{Eq. 13})$$

$$\text{Avec } D_{\max} = (A - B) \cdot \exp(-C \cdot \text{LeafAge}) + B ; \text{ Et } F(T_n) = \frac{(m + n)^{(m+n)}}{n^n \cdot m^m} \cdot T_n^n \cdot (1 - T_n)^m$$

F(Tn) permet de retranscrire l'effet de la température sous forme d'un taux compris entre 0 et 1. Pour les phénomènes de croissance, de latence, et de sporulation, la température est optimale 25°C et 30°C (Delp, 1954; Calonnec *et al.*, 2008).

3.2.2.2 Avancement de la latence

Entre l'infection et la sporulation, le champignon est en latence. Cette latence dure plus ou moins longtemps en fonction de la température de l'air (Equation 14 – Figure 8) (Calonnec *et al.*, 2008). Un anneau de croissance placé à une température constante entre 25°C et 30°C achèvera sa période de sporulation en 6 jours, tandis qu'à 15°C cela prendra 12 jours. A 35°C, son développement est bloqué.

$$\rho_L(T_i) = \frac{\rho_{L\min}}{F(T_n)} \text{ et la période de latence } \rho \text{ est complète lorsque } \sum \left[\frac{1}{\rho_L(T_i)} \right] = 1 \quad (\text{Eq. 14})$$

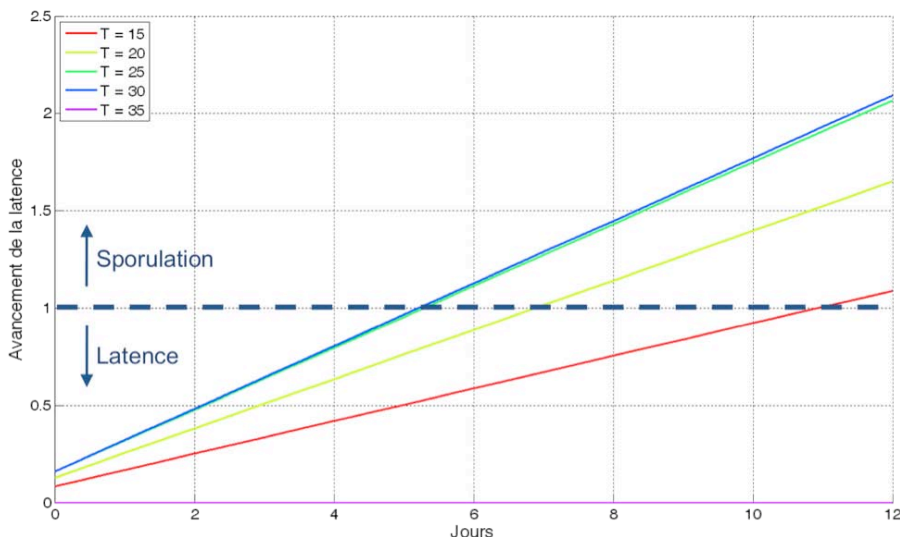


Figure 8 : Avancement de la latence au cours du temps pour des températures constantes (Calonnec *et al.*, 2008).

3.2.2.3 Sporulation

Dans le module « Sporulating colonies », le modèle multiplie la surface de chaque anneau ayant achevé sa latence par la densité de conidies produites (Equation 15). Cette valeur dépend de la température d'après l'équation 16.

$$\text{ConidiaOnColonies} = \text{SporulatingRingSurface} \times \text{ConidiaDensity} \quad (\text{Eq. 15})$$

$$\text{Où ConidiaDensity} = F(T_n) \times \text{MaximumDensity} \quad (\text{Eq. 16})$$

Au delà d'un certain temps, chaque anneau cesse de sporuler. Mais ce phénomène n'est pas clairement expliqué dans la littérature. Il ressort juste que la période de sporulation dure entre 3 et 20 jours, sous l'influence de la température. Plus la température est élevée, plus la sporulation s'achève rapidement (Chellemi et Marois, 1991b; Calonnec *et al.*, 2008).

A partir de ces descriptions qualitatives, il a fallu formaliser mathématiquement le phénomène. Les calculs se font sur le même principe que pour l'avancement de la latence. La température moyenne de chaque pas de temps de calcul permet à l'anneau d'achever une certaine fraction de période de sporulation (Equation 17). La représentation graphique de ce calcul n'est pas présentée ici, mais elle se comprend de la même façon que celle de la latence (Annexe IV : Figure G).

$$\rho_s(T_i) = a \cdot \exp(b \cdot T_i) \text{ et la période de sporulation est complète lorsque } \sum \left[\frac{1}{\rho_s(T_i)} \right] = 1 \quad (\text{Eq. 17})$$

3.2.2.4 Dispersion et déposition des conidies

Une fois formées, les conidies attendent un épisode venteux dans le compartiment « Conidia on colonies ». Selon la vitesse du vent, une proportion plus ou moins importante de spores sera décrochée de sa colonie de naissance. L'équation 18 décrit leur passage vers « Airborne conidia » d'après les recherches de Willocquet *et al.* (1998) (Annexe IV : Figure H).

$$\text{ConidiaDispersalRate} = \min \left[1, \frac{\exp(r \cdot U_i + b)}{a \cdot (1 + \exp(r \cdot U_i + b))} \right] \quad (\text{Eq. 18})$$

La déposition des conidies sur les feuilles dépend, comme celle des ascospores, de la surface de leur cible et de sa position relative par rapport à la source émettrice. La feuille émettrice recevra elle-même la plus grande partie des conidies décrochées. Les feuilles les plus éloignées de la source recevront logiquement le moins de spores (Figure 9).

$$\text{ConidiaOnLeaves} = \text{AirborneConidia} \times \text{DepositionMatrix} \times \frac{\text{Leaf Surface}}{\text{Leaf Surface}_{\max}} \quad (\text{Eq. 19})$$

A l'avenir, il sera intéressant de calculer réellement les échanges de spores entre les feuilles en fonction leur distance relative et de la force du vent, plutôt que d'utiliser des paramètres fixes. Mais cela demande des connaissances pointues en physique, dont le projet ITK Protect ne dispose pas pour le moment.

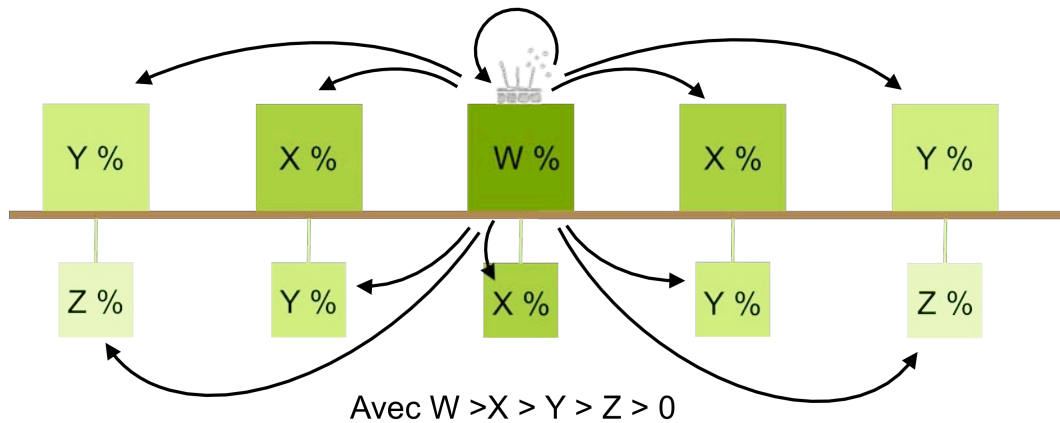


Figure 9 : Déposition des conidies sur les feuilles autour de la source en fonction de leur position relative.

3.2.2.5 Contaminations secondaires

En entrée du module « Conidia on leaves », le modèle ne garde que les conidies déposées sur du tissu foliaire sain. Le calcul est le même que celui pour les ascospores en 3.2.1.4.

Ensuite, le taux d'infection est calculé comme l'indique l'équation 20. Là encore, Calonnec *et al.* (2008) et Chellemi et Marois (1991) ne partagent pas le même point de vue. Les premiers voient l'infection comme un seul phénomène régulé par la température et l'âge de la feuille. Pour les seconds, l'infection résulte de l'enchaînement de la germination et de la pénétration dans l'hôte, sous le contrôle de la température et de l'humectation des feuilles.

L'équation 20 est adaptée des travaux de Calonnec *et al.*, et intègre l'influence de l'humidité relative décrite dans les expériences de Carroll et Wilcox (2003). Avec ce formalisme, l'infection est maximale au-delà de 85% d'humidité relative. Par ailleurs, en cas d'humectation des feuilles, une fonction linéaire de la température réduit le taux d'infection (Annexe IV : Figure I).

$$\text{ConidiaInfectionRate} = I_0 \cdot F(T_n) \cdot \exp(-\tau \cdot \text{LeafAge}) \cdot \min(1, a \cdot RH_i - b) \quad (\text{Eq. 20})$$

Le nombre de conidies responsables d'une contamination secondaire est finalement calculé comme suit (Equation 21) et alimente le stock « Total colonies » pour initier un nouveau cycle infectieux :

$$\text{ConidiaToColonies} = \text{ConidiaOnLeaves} \times \text{InfectionRate} \quad (\text{Eq. 21})$$

3.3 Analyse de la cohérence des sorties du modèle

Pour vérifier que le modèle fonctionne correctement, quelques simulations ont été lancées. En entrée, elles utilisent des données météorologiques virtuelles appartenant à ITK. La croissance de la vigne et la durée d'humectation des feuilles interviennent comme variables de forçage. Une attention particulière a été apportée aux dynamiques d'évolution des stocks plutôt qu'à la quantité d'éléments dans chaque stock qui dépendra beaucoup des opérations ultérieures de calibration du modèle.

3.3.1 Sorties du sous-modèle de contaminations primaires

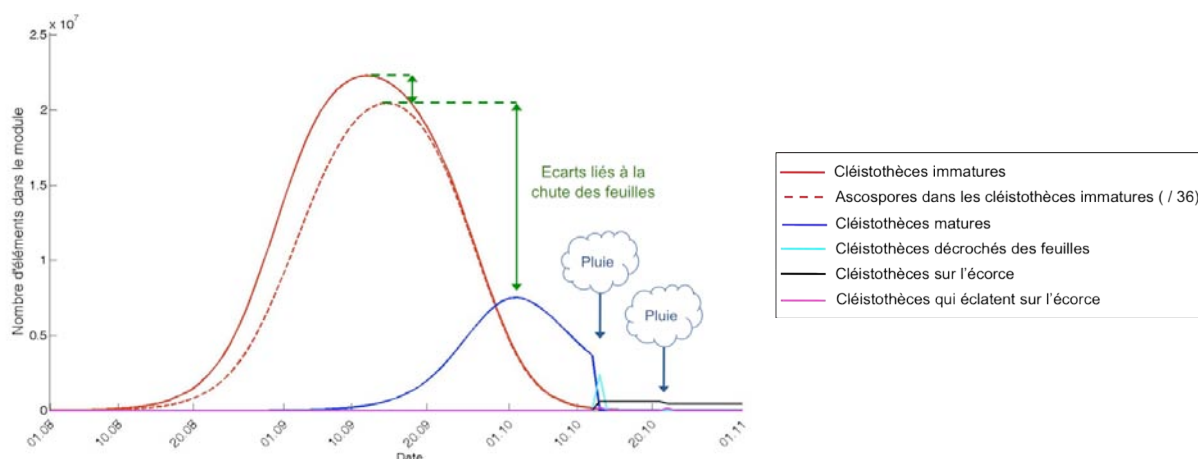


Figure 10 : Sorties d'une simulation entre le 1^{er} août et le 1^{er} Novembre.

La Figure 10 décrit l'état de différents stocks à l'automne. La production de cléistothèces suit bien une courbe logistique au départ. La totalité du stock d'ascospores est formé dès la mi-septembre. La courbe rouge en pointillés se confond alors avec celle en trait plein. Puis, le stock se vide aux alentours du 10 septembre car les cléistothèces deviennent matures (trait bleu foncé). Les flèches vertes soulignent la perte importante de l'inoculum causée par la chute des feuilles.

Le premier épisode pluvieux se produit après le 10 octobre, quand tous les cléistothèces sont matures. Ils sont donc décrochés des feuilles. Le stock s'épuise et « Dispersed cleistothecia » se remplit (trait bleu clair). Sous l'effet de l'eau libre, certains éclatent et sont perdus pour le système. D'autres sont déposés sur le sol ou sur d'autres feuilles, si bien qu'une seule partie poursuivra le cycle du champignon, dans l'écorce du cep (trait noir). Dès lors, toute nouvelle pluie provoquera la perte d'une part de l'inoculum (trait rose).

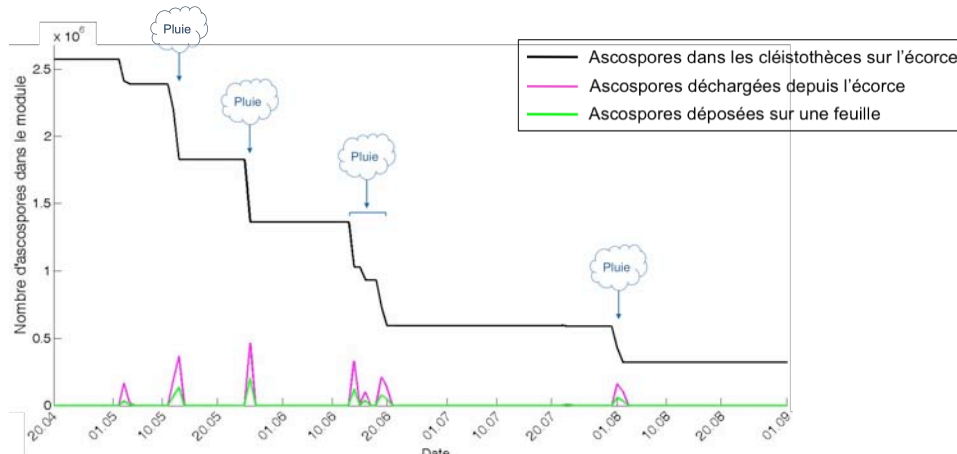


Figure 11 : Simulation du devenir des ascospores entre le 20 avril et le 1^{er} septembre.

Dans la simulation pour la Figure 11, le débourrement a lieu le 22 avril. Les précipitations provoquent la décharge des ascospores et en déposent certaines sur des feuilles (trait vert). Parmi ces dernières, une proportion seulement sera responsable de l'infection de la feuille (non représenté pour des raisons d'échelle). Ce qui correspond bien au comportement attendu.

3.3.1 Sorties du sous-modèle de contaminations secondaires

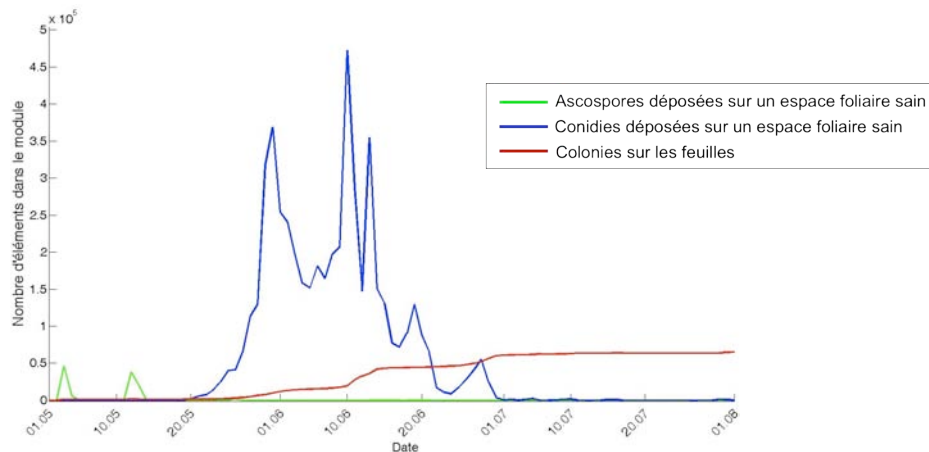


Figure 12 : Simulation des contaminations entre le 1^{er} mai et le 1^{er} août.

La Figure 12 indique les pics de dépositions de spores sur des espaces foliaires sains et l'augmentation du nombre de colonies sur les feuilles. Aucune ascospore n'atterrit sur du tissu sain après le 15 mai. Les deux premiers phytomères doivent alors être complètement oïdiés. De même, dans cette simulation, toutes les feuilles semblent être recouvertes dès le 1^{er} juillet. En effet, la sporulation n'est pas achevée (non représenté ici) mais le nombre total de colonies stagne à partir de cette date (trait rouge). La maladie s'est probablement développée dans des conditions très favorables.

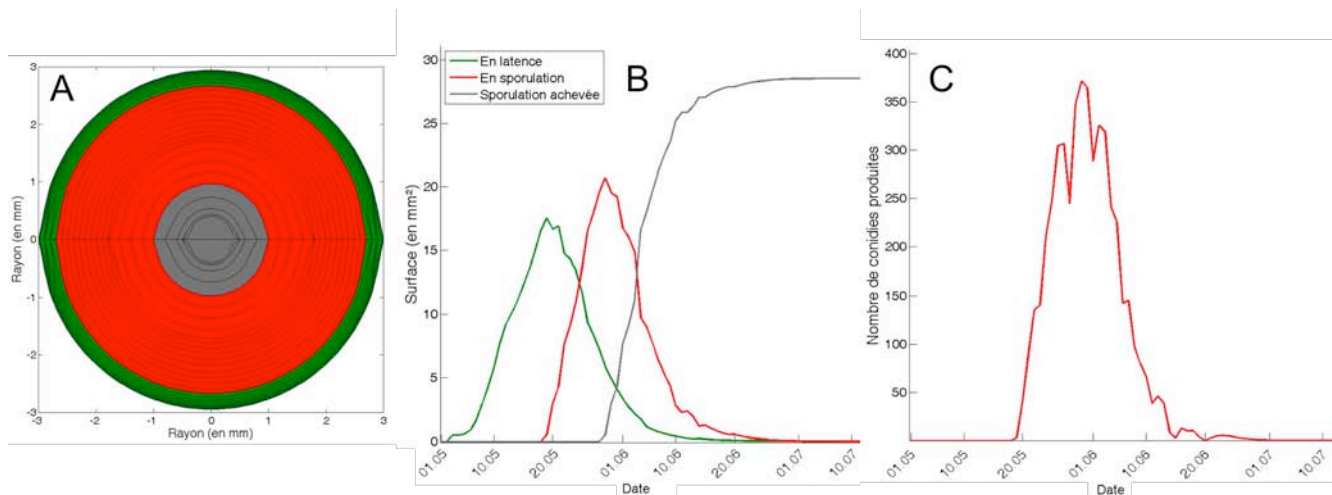


Figure 13 : Suivi d'une colonie entre le 1^{er} mai et le 10 juillet. A : Etat de la colonie un mois après infection. B : Surface latente, sporulante ou post-sporulante de la colonie au cours du temps. C : Nombre de conidies produites par la colonie au cours du temps.

La Figure 13-A présente la croissance radiale d'une colonie. Chaque anneau concentrique est formé à un pas de temps de calcul du modèle. Un mois après l'infection, les jeunes anneaux à l'extérieur sont encore latents (anneaux verts). Ceux en rouge sont plus âgés et en train de sporuler. Ceux du centre en gris ont complètement achevé leur sporulation. Il faut noter que le diamètre de la colonie est dans la gamme donnée par la littérature : entre 2 et 18 mm (Calonnec *et al.*, 2008).

Sur la Figure 13-B, la colonie est d'abord principalement latente, puis de plus en plus d'anneaux sporulent. Mais son activité s'arrête progressivement. La Figure 13-C montre comment la production de conidies suit l'évolution de la surface sporulante. La forme de la courbe et les ordres de grandeurs sont du même ordre que les résultats de Chellemi et Marois (1991b).

3.3.2 Influence de la date de contamination primaire

Le Tableau 1 décrit les résultats de plusieurs simulations pour lesquelles la date de la première pluie diffère. Après le débourrement, les premières précipitations déclenchent généralement les contaminations primaires. Dans la littérature, il a été montré que plus la date de contamination primaire est tardive, moins le champignon aura de chance de se développer (Clerjeau *et al.*, 1998). A la lecture du Tableau 1, les sorties du modèle semblent cohérentes vis-à-vis de cette hypothèse.

Tableau 1 : Etat d'avancement de la maladie au 1^{er} août en fonction du retard de la première pluie par rapport au débourrement.

Date de la première pluie (en jours après le débourrement)	Part du LAI malade au 1 ^{er} août
20 j – 12/05	100 %
25 j – 17/05	81,5 %
35 j – 27/05	33 %
40 j – 01/06	5,3 %
45 j – 06/06	0,08 %

4. Conclusion et perspectives

4.1 Discussion sur le modèle

Même s'il reste à un stade de développement précoce, le nouveau modèle oïdium semble remplir ses principaux objectifs de départ. Il est d'abord plus complet que son prédécesseur puisque plus de variables environnementales sont prises en compte et que la phase de conservation hivernale est simulée, avec d'éventuelles pertes prématurées d'inoculum. Cela constitue une première. Puis, les sorties du modèle peuvent désormais être confrontées à des données de terrain ; ce qui permettra leur validation et le calibrage du modèle.

Ce travail a permis de repérer des manques dans la bibliographie pour expliquer certains processus. Il a fallu émettre des hypothèses et modéliser ces processus de façon conceptuelle, en se laissant la possibilité de confirmer ou d'infirmer les choix réalisés si la littérature s'enrichit. L'architecture du modèle résulte donc de cette volonté de faciliter la navigation et d'optimiser sa modularité.

Du fait de certaines contraintes liées à la conception d'OAD, la complexité du modèle se situe à un niveau intermédiaire. Le cycle de vie de l'oïdium a été découpé en un ensemble de processus. Parmi ces derniers, beaucoup sont communs à d'autres maladies des plantes. Ainsi, le squelette du nouveau modèle oïdium pourra constituer un cadre assez générique pour la conception de futurs modèles de protection des cultures chez ITK, et représenter un gain de temps conséquent.

4.2 Perspectives de travail

Le nouveau modèle oïdium n'en est encore qu'au stade de la construction. Il reste beaucoup de travail sur ce prototype avant de savoir s'il pourra un jour être intégré au logiciel ITK Protect.

4.2.1 Travail scientifique

Il devra d'abord être relié à tous les autres modèles du logiciel. Avant tout, il faudra achever le codage et la validation du modèle SWEB pour la durée journalière d'humectation des feuilles. Dans ce domaine, l'entreprise ITK ne dispose pas de véritable spécialiste. Mais, un contact a été pris dans une équipe de recherche de l'INRA de Clermont-Ferrand. Il sera

en mesure de vérifier la cohérence des sorties de SWEB, mais aussi de fournir quelques données de terrain pouvant servir à la validation.

Puis, le modèle plante devra être véritablement fonctionnel. Il a déjà été codé pour un autre projet de l'entreprise, mais il nécessite quelques ajustements pour délivrer exactement les bonnes entrées au modèle pour le pathogène. Sur le long terme, il est envisageable d'essayer de prendre en compte l'effet même du parasite sur la croissance de la plante. Il serait aussi intéressant de simuler la croissance des fruits et l'impact de la maladie sur leur production. Cela aurait plus de sens en terme de productivité agricole.

Enfin, il faudra mettre en place le modèle de traitements phytosanitaires. Mais tous ces couplages ont été anticipés lors de la construction du modèle oïdium. Il sera éventuellement complété à quelques étapes clés, mais la plupart du travail sera effectuée à l'extérieur du modèle.

Une fois les jonctions réalisées, de véritables simulations pourront être lancées. Des analyses de sensibilité définiront les entrées du modèle qui doivent être mesurées avec le plus de précision, et distingueront les calculs superflus de ceux qu'il faut suivre avec attention.

La confrontation à des données de terrain permettra de fixer l'ensemble des paramètres du modèle. Il s'agira ensuite de vérifier que le modèle estime bien les dates de contamination et le niveau de maladie pour une date donnée. Il sera également intéressant d'observer l'enchaînement de saisons successives, pour vérifier les hypothèses quant à la perte d'une partie de l'inoculum en hiver.

4.2.2 Intégration dans un outil d'aide à la décision

Le nouveau modèle oïdium sera intégré au logiciel ITK Protect à condition que toutes ces opérations soient validées, et que les résultats soient meilleurs que pour sa première version. Des informaticiens passeront d'une version scientifique du modèle à une version industrielle. Puis, des spécialistes de l'interface web définiront les fonctionnalités de l'outil et le design pour que l'interface soit conviviale.

Dans cet état, il pourra être délivré au commanditaire du projet qui sera en charge du test de l'outil en conditions réelles, puis de sa commercialisation. Les tests à la parcelle permettront de savoir si les données maillées utilisées sont en adéquation avec les besoins du modèle. Elles mettront aussi à l'épreuve l'adaptabilité du modèle à plusieurs situations.

4.3 Remise du travail dans son contexte

Du point de vue économique, l'apport du nouveau modèle pourrait être conséquent pour ce commanditaire. En effet, la simulation du cycle dans son entier avec la phase hivernale représente une véritable valeur ajoutée. Il faut comprendre qu'en connaissant l'état du stock d'inoculum primaire susceptible de passer l'hiver, la firme pourrait anticiper les ventes de ses produits pour l'année qui vient. La capacité à prévoir les stocks est un atout commercial important. D'un autre côté, les agriculteurs qui achètent souvent leurs produits phytosanitaires en morte-saison pourront éviter les dépenses superflues.

Sur le plan environnemental, le logiciel s'intégrera dans la démarche déjà engagée de changement des mentalités vis-à-vis de l'utilisation des produits phytosanitaires en agriculture. Il est censé pousser les agriculteurs à raisonner leurs traitements plutôt qu'à suivre leurs habitudes.

A titre d'exemple, il pourra préconiser de retarder le premier traitement jusqu'à une date appropriée, ou d'espacer les traitements de façon optimale. Son couplage avec le modèle de produits phytosanitaires permettra éventuellement de réduire les doses à épandre. Enfin, il pourra aussi conseiller d'arrêter les traitements s'il s'avère que la vigne est sortie de sa période de sensibilité ou que le risque est négligeable.

Le modèle développé au cours de ce stage sera peut-être un jour intégré dans un OAD non seulement capable de répondre aux attentes :

- de son commanditaire, une firme de l'agrochimie qui le voit plutôt comme un outil commercial.
- de ses destinataires, les viticulteurs qui attendent un outil de gestion de leurs traitements sur un plan organisationnel, environnemental et législatif.
- des politiques publiques, qui prônent la nécessité de faire évoluer les mentalités et les pratiques agricoles.

REFERENCES

- ANGELI, D., PELLEGRINI, E., PERTOT, I. Occurrence of *Erysiphe necator* chasmothecia and their natural parasitism by *Ampelomyces quisqualis*. *Phytopathology*. 2009, Vol.99, 6, p.704-710
- AUBERTOT, J. N., BARBIER, J. M., CARPENTIER, A., GRIL, J. J., GUICHARD, L., LUCAS, P., SAVARY, S., VOLTZ, M. *Pesticides, agriculture et environnement : Réduire l'utilisation des pesticides et limiter leurs impacts environnementaux*. Versailles: Éditions Quae, 2007. 119 p.
- AUSTIN, C. N., WILCOX, W. F., 2010. Effect of sunlight, specifically ultraviolet radiation and increases in surface temperature, on grapevine powdery mildew development. 6th International Workshop of grapevine downy and powdery mildew, Bordeaux (France), 4th-9th July, ISBN : 978-2-7380-1279-1
- BURIE, J. B., LANGLAIS, M., CALONNEC, A. Switching from a mechanistic model to a continuous model to study at different scales the effect of vine growth on the dynamic of a powdery mildew epidemic. *Annals of Botany*. 2011, Vol.107, 5, p.885-895
- CAFFI, T., ROSSI, V., LEGLER, S. E., BUGIANI, R. A mechanistic model simulating ascospore infections by *Erysiphe necator*, the powdery mildew fungus of grapevine. *Plant Pathology*. 2011, Vol.60, 3, p.522-531
- CALONNEC, A., CARTOLARO, P., NAULIN, J. M., BAILEY, D., LANGLAIS, M. A host-pathogen simulation model: powdery mildew of grapevine. *Plant Pathology*. 2008, Vol.57, 3, p.493-508
- CARTOLARO, P., DELIERE, L., CALONNEC, A., 2006. Initiation et développement des épidémies d'oïdium : les bases biologiques pour optimiser la protection. Mondaviati, Bordeaux (France), 29th-30th November,
- CHELLEMI, D. O., MAROIS, J. J. Development of a demographic growth model for *Uncinula necator* by using a microcomputer spreadsheet program. *Phytopathology*. 1991a, Vol.81, 3, p.250-254
- CHELLEMI, D. O., MAROIS, J. J. Sporulation of *Uncinula necator* on grape leaves as influenced by temperature and cultivar. *Phytopathology*. 1991b, Vol.81, 2, p.197-201
- CLERJEAU, M., BLANCARD, D., LAUNES, S., JAILLOUX, F. Facteurs influençant les attaques d'Oïdium sur grappes: précocité des contaminations primaires sur feuilles et stade de sensibilité des baies. *Phytoma*. 1998, Vol., 507, p.28-31
- DELP, C. J. Effect of temperature and humidity on the grape powdery mildew fungus. *Phytopathology*. 1954, Vol.44, p.615-626
- DELYE, C., CORIO-COSTET, M.-F. Origin of primary infections of grape by *Uncinula necator*: RAPD analysis discriminates two biotypes. *Mycological Research*. 1998, Vol.102, 3, p.283-288
- DUBOS, B. *Maladies cryptogamiques de la vigne: champignons parasites des organes herbacés et du bois de la vigne*. 2ème édition. Bordeaux: Editions Féret, 2002. p. 17-32. ISBN : 978-2-9024-1677-6
- GADOURY, D. M., PEARSON, R. C. Initiation, development, dispersal, and survival of cleistothecia of *Uncinula necator* in New York vineyards. *Phytopathology*. 1988, Vol.78, 11, p.1413-1421

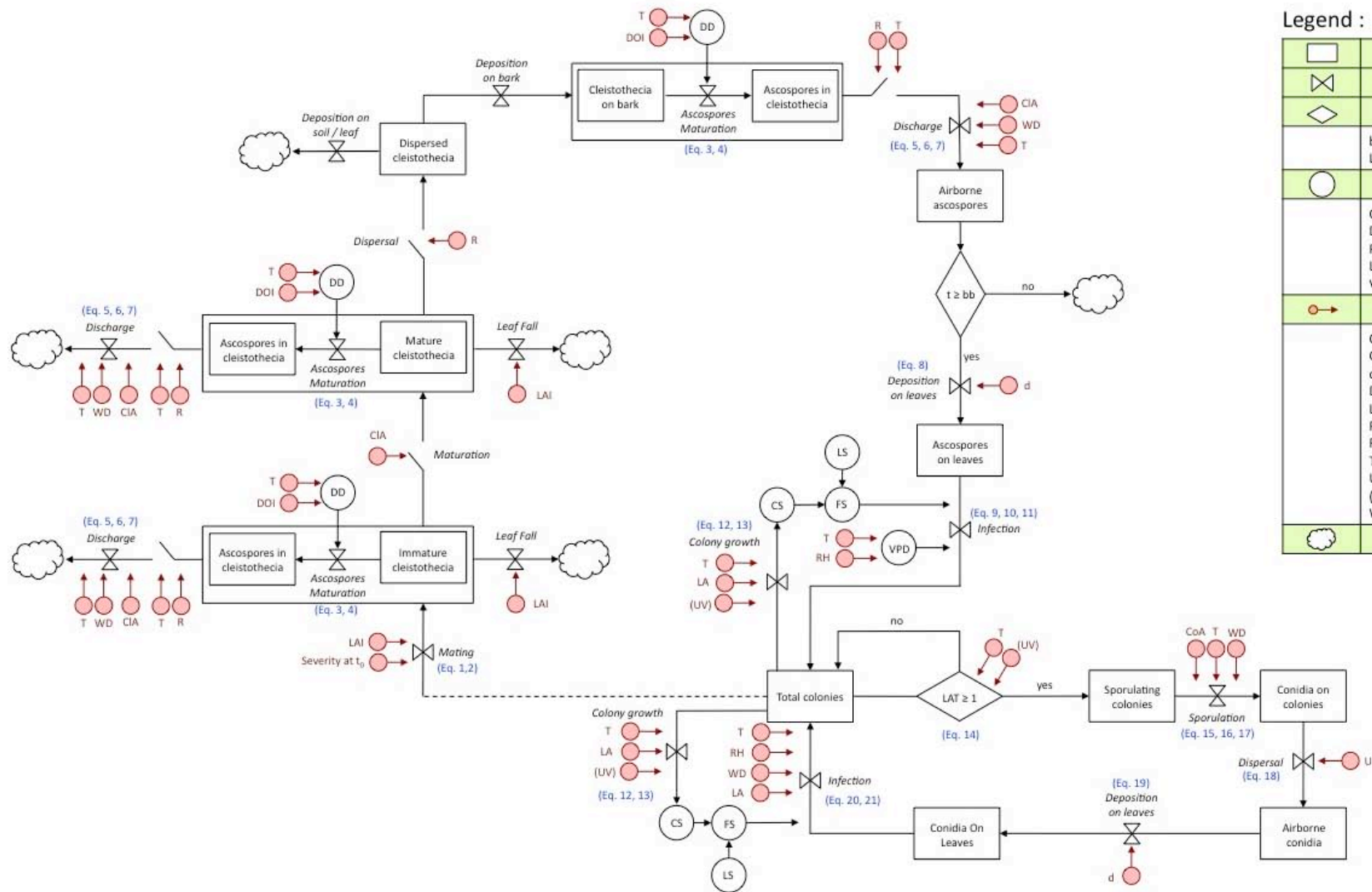
- GADOURY, D. M., PEARSON, R. C. Ascocarp dehiscence and ascospore discharge in *Uncinula necator*. *Phytopathology*. 1990a, Vol.80, 4, p.393-401
- GADOURY, D. M., PEARSON, R. C. Germination of ascospores and infection of *Vitis* by *Uncinula necator*. *Phytopathology*. 1990b, Vol.80, 11, p.1198-1203
- GALET, P. *Les maladies et les parasites de la vigne - Tome 1 : Les maladies dues à des végétaux*. Montpellier: Imprimerie du Paysan du Midi, 1977. 871 p.
- GEE, L. M., STUMMER, B. E., GADOURY, D. M., BIGGINS, L. T., SCOTT, E. S. Maturation of cleistothecia of *Uncinula necator* (powdery mildew) and release of ascospores in southern Australia. *Australian Journal of Grape and Wine Research*. 2000, Vol.6, 1, p.13-20
- GROVE, G. G. Perennation of *Uncinula necator* in vineyards of Eastern Washington. *Plant Disease*. 2004, Vol.88, 3, p.242-247
- HALLEEN, F., HOLZ, G. An overview of the biology, epidemiology and control of *Uncinula necator* (powdery mildew) on grapevine, with reference to South Africa. *South African Journal for Enology and Viticulture*. 2001, Vol.22, 2, p.111-121
- JALLAS, E., CRETENET, M., 2002. Aide à la décision en agriculture et gestion des ressources naturelles. Savanes africaines : des espaces en mutation, des acteurs face à de nouveaux défis., Garoua (Cameroun), 27th-1st May,
- LAKSO, A. N., PRATT, C., PEARSON, R. C., POOL, R. M., SEEM, R. C., WELSER, M. J. Photosynthesis, transpiration and water use efficiency of mature grape leaves infected with *Uncinula necator* (powdery mildew). *Phytopathology*. 1982, Vol.72, 2, p.232-236
- LÉGER, B. *Recueil et formalisation de procédés experts pour conduire une protection intégrée du vignoble*. Génie des procédés. Montpellier SupAgro, 2008
- LEGLER, S. E., CAFFI, T., ROSSI, V., GIOSUÈ, S., 2010. Modelling the life cycle of *Erysiphe necator*. 6th International Workshop of grapevine downy and powdery mildew, Bordeaux (France), 4th-9th July, ISBN : 978-2-7380-1279-1
- LUCKHURST, S., PETTIGREW, S. Validation of the Gubler-Thomas powdery mildew model. *The Australian & New Zealand Grapegrower & Winemaker*. 2002, Vol.464, (nc), p.94-97
- MAGAREY, R. D., RUSSO, J. M., SEEM, R. C. Simulation of surface wetness with a water budget and energy balance approach. *Agricultural and Forest Meteorology*. 2006, Vol.139, 3/4, p.373-381
- MATTHEWS, K. B., SCHWARZ, G., BUCHAN, K., RIVINGTON, M., MILLER, D. Wither agricultural DSS? *Computers and Electronics in Agriculture*. 2008, Vol.61, 2, p.149-159
- MCCOWN, R. L. Locating agricultural decision support systems in the troubled past and socio-technical complexity of 'models for management'. *Agricultural Systems*. 2002, Vol.74, 1, p.11-25
- MORIONDO, M., ORLANDINI, S., GIUNTOLI, A., BINDI, M. The effect of downy and powdery mildew on grapevine (*Vitis vinifera* L.) leaf gas exchange. *Journal of Phytopathology*. 2005, Vol.153, 6, p.350-357
- MOYER, M. M., GADOURY, D. M., WILCOX, W. F., SEEM, R. C. Seasonal release of ascospores by *Erysiphe necator*, (Abstr.). *Phytopathology*. 2008, Vol.98, 6, p.S109
- PEARSON, R. C., GADOURY, D. M. Cleistothecia, the source of primary inoculum for grape powdery mildew in New York. *Phytopathology*. 1987, Vol.77, 11, p.1509-1514
- POOL, R. M., PEARSON, R. C., WELSER, M. J., LAKSO, A. N., SEEM, R. C. Influence of powdery mildew on yield and growth of Rosette grapevines. *Plant Disease*. 1984, Vol.68, 7, p.590-593
- ROSSI, V., CAFFI, T., LEGLER, S. E. Dynamics of ascospore maturation and discharge in *Erysiphe necator*, the causal agent of grape powdery mildew. *Phytopathology*. 2010, Vol.100, 12, p.1321-1329
- RÜGNER, A., RUMBOLZ, J., HUBER, B., BLEYER, G., GISI, U., KASSEMAYER, H. H., GUGGENHEIM, R. Formation of overwintering structures of *Uncinula necator* and

- colonization of grapevine under field conditions. *Plant Pathology*. 2002, Vol.51, 3, p.322-330
- RUMBOLZ, J., KASSEMEYER, H. H., STEINMETZ, V., DEISING, H. B., MENDGEN, K., MATHYS, D., WIRTZ, S., GUGGENHEIM, R. Differentiation of infection structures of the powdery mildew fungus *Uncinula necator* and adhesion to the host cuticle. *Canadian Journal of Botany*. 2000, Vol.78, 3, p.409-421
- SALL, M. A. Epidemiology of grape powdery mildew : A model. *Phytopathology*. 1980, Vol.70, 4, p.338-342
- TAMBOUR, L., HOULÈS, V., COHEN-JONATHAN, L., AUFRAY, V., ESCANDE, P., JALLAS, E. Design of a Model-Driven Web Decision Support System in Agriculture: From Scientific Models to the Final Software. In P. J. Papajorgji, Pardalos P. M. (eds.). *Advances in Modeling Agricultural Systems*. New York: Springer US, 2009. p. 67-102
- WILLOCQUET, L., BERUD, F., RAOUX, L., CLERJEAU, M. Effects of wind, relative humidity, leaf movement and colony age on dispersal of conidia of *Uncinula necator*, causal agent of grape powdery mildew. *Plant Pathology*. 1998, Vol.47, 3, p.234-242
- WILLOCQUET, L., CLERJEAU, M. An analysis of the effects of environmental factors on conidial dispersal of *Uncinula necator* (grape powdery mildew) in vineyards. *Plant Pathology*. 1998, Vol.47, 3, p.227-233

ANNEXES

Annexe I : Diagramme relationnel du modèle oïdium pour ITK Protect.	1
Annexe II : Tableau des variables d'entrées du modèle.....	2
Annexe III : Variables calculées et paramètres.	3
Annexe IV : Représentations graphiques de certains formalismes du modèle.	4

Annexe I : Diagramme relationnel du modèle oïdium pour ITK Protect.



Legend :

	State variable
	Rate
	Switch
	Intermediate variable
	Input variable
	Loss

bb : bud break
 LAT : Latent period

CS : Colony Surface
 DD : Degree-Days
 FS : Free Space on the leaf for infection
 LS : Leaf Surface
 VPD : Vapour Pressure Deficit

CIA : Cleistothecia Age
 CoA : Colony Age
 d : distance of the leaf from the source of spores
 DOI : Day Of Initiation of the cleistothecia
 LA : Leaf Age
 R : Rain
 RH : Relative Humidity
 T : Temperature
 U : Wind speed
 (UV) : Ultraviolet radiations (not integrated)
 WD : Wetness Duration

Annexe II : Tableau des variables d'entrées du modèle.

Nom de variable	Unité
T_i = Température moyenne de l'air	°C
R_i = Précipitations	mm
RH_i = Humidité relative de l'air	%
U_i = Vitesse du vent	m/s
WD_i = Durée d'humectation des feuilles	h
LAI_i = Leaf Area Index : surface de feuilles / surface de sol	-
LeafAge = Age des feuilles	j
CleistAge = Age des cléistothèces	j
ColonyAge = Age des colonies	j

i = Pas de temps du calcul

Annexe III : Variables calculées et paramètres.

Modules	Variables	Paramètres
ImmatureCleistothechia (Eq. 1 et 2)	CleistothechiaDensity : Nombre de cléistothèces immatures par cm^2 de feuilles. CleistothechiaNumber : Nombre de cléistothèces sur les feuilles.	K_{max} : Densité maximale de cléistothèces.* k : Pente au point d'inflexion ($k = 0,25$) t₀ : Date du point d'inflexion ($t_0 = 31$ août)
AscosporesInCleistothechia (Eq. 3 et 4)	AscosporesMaturationRate : Taux de maturation des ascospores dans les cléistothèces. AscosporesInCleistothechia : Nombre d'ascospores formées dans les cléistothèces.	α : Paramètre de forme ($\alpha = 1,95$) β : Paramètre de forme ($\beta = 1,91$)
AirborneAscospores (Eq. 5, 6, 7)	AscosporesDischargeRate : Taux de décharge des ascospores. AirborneAscospores : Nombre d'ascospores déchargées.	δ : Paramètre de forme ($\delta = 0,969$) λ : Paramètre de forme ($\lambda = 0,0004$) a : Paramètre de forme ($a = 0,0031$) b : Paramètre de forme ($b = 0,1899$)
AscosporesOnLeaves (Eq. 8, 9, 10, 11)	AscosporesOnLeaves : Nombre d'ascospores atterrissant sur les feuilles. AscosporesInfectionRate : Taux d'infection par les ascospores. VPD : Déficit de Pression de Vapeur. AscosporesToColonies : Nombre d'ascospores causant infection.	DepositionVector : Vecteur de déposition définissant la proportion des spores atterrissant sur un phytomère selon sa position par rapport au cep. φ : Paramètre de forme ($\varphi = 7,391$) v : Paramètre de forme ($v = 2,403$) u : Paramètre de forme ($u = 0,221$) ζ : Paramètre de forme ($\zeta = 0,892$) τ : Perte en sensibilité de la feuille avec l'âge ($\tau = 0,147$) T_{min} : Température minimale pour l'infection ($T_{\min} = 5^\circ\text{C}$) T_{max} : Température maximale pour l'infection ($T_{\max} = 31^\circ\text{C}$)
TotalColonies (Eq. 12, 13)	ColonyDiameter : Diamètre des colonies (en mm). D_{max} : Diamètre maximal des colonies en fonction de l'âge des feuilles. F(T_n) : Fonction de la température normalisée. RingSurface : Surface des anneaux de croissance (en mm^2).	r : Taux de croissance de la colonie ($r = 0,2$) t* : Délai avant 50% de la croissance ($t^* = 13$ j) A : Paramètre de forme ($A = 2$) B : Paramètre de forme ($B = 50$) C : Taux de croissance de la colonie avec l'âge de la feuille ($C = 0,08$) T_{min} : Température minimale pour la croissance ($T_{\min} = 5^\circ\text{C}$) T_{max} : Température maximale pour la croissance ($T_{\max} = 31^\circ\text{C}$) m : Paramètre de forme ($m = 0,27$) n : Paramètre de forme ($n = 1,24$)
LatentColonies (Eq. 14)	ρ_L(T_n) : Avancement de la latence	ρ_{Lmin} : durée minimale de la latence ($\rho_{Lmin} = 6$ j)
SporulatingColonies (Eq. 15, 16, 17)	ConidiaDensity : Densité de conidies formées sur les colonies en place. ConidiaOnColonies : Nombre de conidies formées sur les colonies en place. SporulatingRingSurface : Surface des anneaux de croissance en train de sporuler. ρ_S(T_n) : Avancement de la fin de la sporulation	MaximumDensity : Densité maximum de conidies produites (MaximumDensity = 25 conidies/m ² /jour) a : Paramètre de forme ($a = 0,0227$) b : Paramètre de forme ($b = 0,762$)
AirborneConidia (Eq. 18)	ConidiaDispersalRate : Taux de dispersion des conidies. AirborneConidia : Nombre de conidies dispersées.	r : Paramètre de forme ($r = 0,41$) a : Paramètre de forme ($a = 0,71$) b : Paramètre de forme ($b = -5,8$) DepositionMatrix : Matrice de déposition définissant la proportion d'atterrissage des spores sur une feuille selon sa position par à la feuille source.
ConidiaOnLeaves (Eq. 19, 20, 21)	ConidiaOnLeaves : Nombre de conidies sur les feuilles. ConidialInfectionRate : Taux d'infection par les conidies. ConidiaToColonies : Nombre de conidies causant infection.	I₀ : Taux maximum d'infection ($I_0 = 0,53$) τ : Perte en sensibilité de la feuille avec l'âge ($\tau = 0,147$) a : Paramètre de forme ($a = 0,0023$) b : Paramètre de forme ($b = 0,8068$)

- **Calcul de Kmax** : Quatre catégories de parcelles ont été définies : **Niveau 0** : parcelle sans oïdium (Sévérité = 0%) : $K_{\max} = 0$ cléistothèces/cm² de feuille ;
Niveau 1 : parcelle peu touchée (0% < Sévérité < 33%) : $K_{\max} \approx 80$ cléistothèces/cm² de feuille ;
Niveau 2 : parcelle moyennement touchée (33% < Sévérité < 67%) : $K_{\max} \approx 320$ cléistothèces/cm² de feuille ;
Niveau 3 : parcelle très touchée (67% < Sévérité < 100%) : $K_{\max} \approx 680$ cléistothèces/cm² de feuille.

Annexe IV : Représentations graphiques de certains formalismes du modèle.

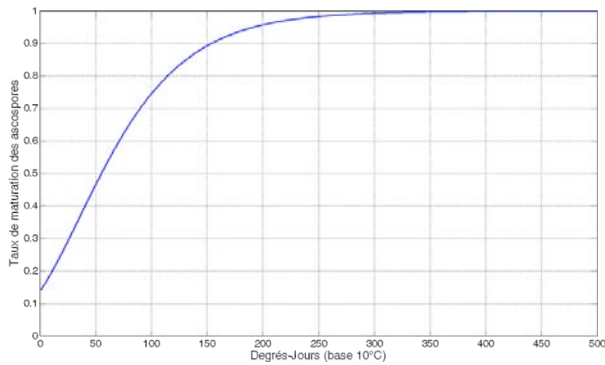


Figure A : Taux de maturation des ascospores dans les cléistothèces en fonction du nombre de degrés-jours (base 10°C) accumulés (Caffi *et al.*, 2011).

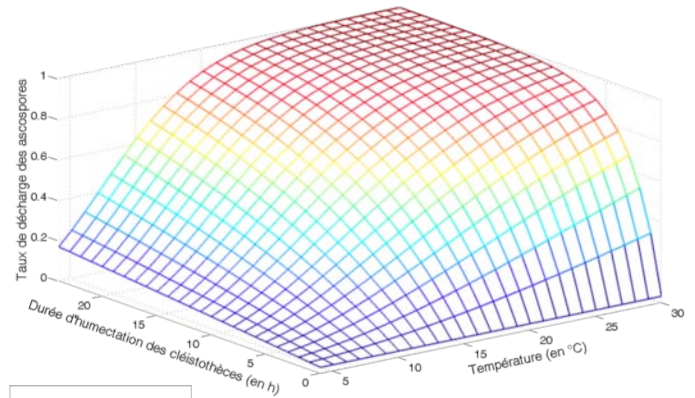


Figure B : Taux de libération des ascospores en fonction de la température moyenne de l'air et de la durée d'humectation des cléistothèces (pour des cléistothèces de plus de 10 mois) (Caffi *et al.*, 2011).

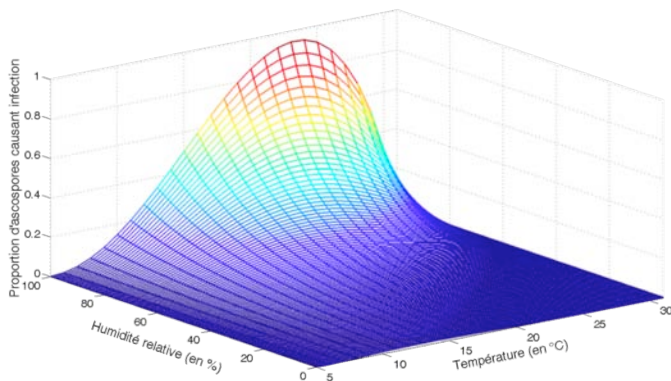


Figure C : Proportion d'ascospores causant infection en fonction de la température moyenne et de l'humidité relative moyenne sur une feuille de 1 jour (Caffi *et al.*, 2011).

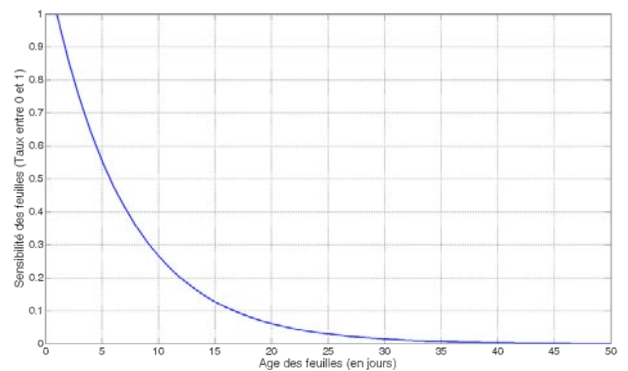


Figure D : Diminution de la sensibilité des feuilles à l'infection en fonction de leur âge (Calonnec *et al.*, 2009).

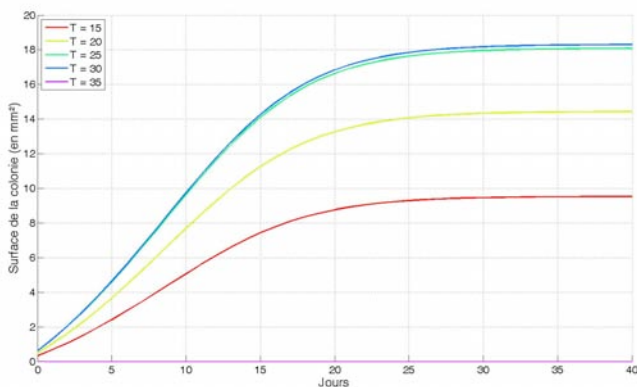


Figure E : Croissance d'une colonie sous différentes températures constantes (Calonnec *et al.*, 2009).

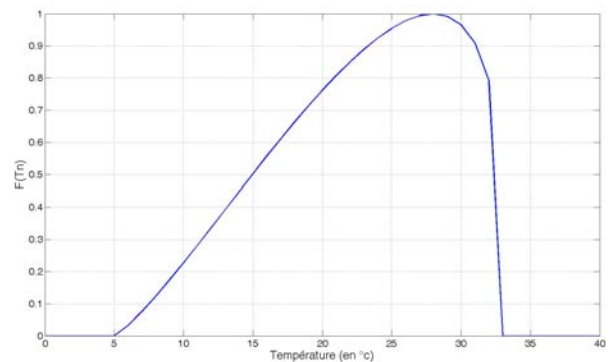


Figure F : $F(Tn)$: Fonction de température normalisée (Calonnec *et al.*, 2009).

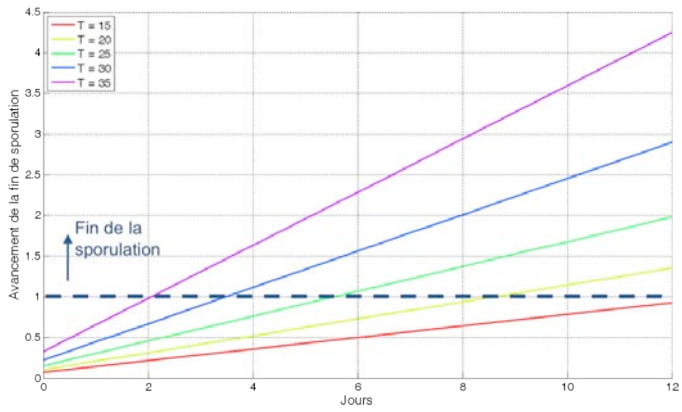


Figure G : Avancement de la fin de la sporulation sous différentes températures constantes.

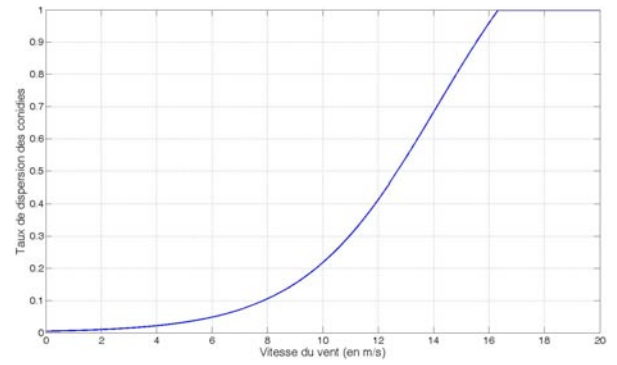


Figure H : Taux de libération de conidies en fonction de la vitesse du vent (Willcoquet *et al.*, 1998).

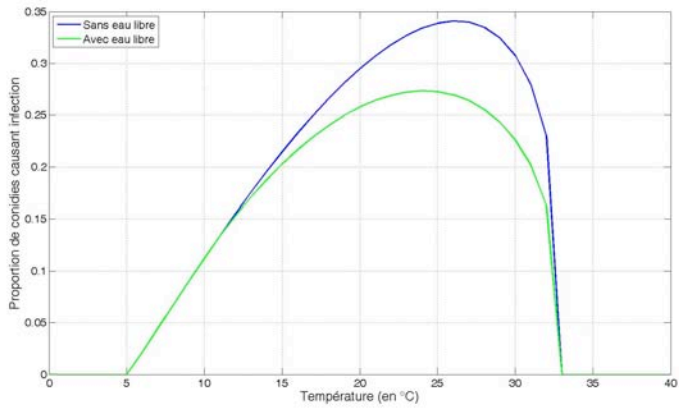


Figure I : Proportion de conidies causant infection en fonction de la température en présence ou en absence d'eau libre, à 85% d'humidité relative (Chellemi et Marois, 1991a ; Calonnec *et al.*, 2009)