

Principales maladies et ravageurs affectant la culture de myrtillier

S. NOUERE¹, S. AMIRI¹, R. LAHLALI¹

(Reçu le 22/11/2019; Accepté le 28/05/2020)

Résumé

La production du myrtillier a représenté 12,5% de la production des petits fruits rouges au Maroc durant la campagne agricole 2017-2018. Cependant, le myrtillier est attaqué par plusieurs ennemis qui pourraient entraîner des pertes économiques importantes. Dès lors, le but de ce travail est de mettre en évidence les principaux ravageurs et maladies de cette culture et leur méthode de lutte respective. Plusieurs bioagresseurs posent de sérieux problèmes aux producteurs incluant le *Botrytis*, l'*Oidium*, le *Phytophthora*, la *Drosophila suzukii*, la cécidomyie, les thrips et les cochenilles. Par conséquent, leur contrôle est primordial afin d'assurer une bonne production. Les pratiques de sanitation des vergers peuvent contribuer également à réduire les dégâts de ces ennemis. L'accent est également mis sur les méthodes de lutte biologique et chimiques de certains bioagresseurs.

Mots-clés: Myrtillier, *Botrytis*, *Oidium*, *Phytophthora* spp., *Drosophila suzukii*, cécidomyie, thrips, cochenilles

Major diseases and pests affecting blueberry cultivation

Abstract

Blueberry production accounted for 12.5% of the small red fruits yield in Morocco during the growing season 2017-2018. However, this crop is attacked by several enemies that could cause significant economic losses. Therefore, the purpose of this work is to highlight major pests and diseases of this crop and their respective control methods. Many diseases and pests pose serious problems for producers including *Botrytis*, powdery mildew, *Phytophthora*, *Drosophila suzukii*, midge, thrips and mealybugs. Therefore, their control is essential to ensure excellent production. Orchard sanitation practices can also help reduce the damage of these enemies. Emphasis is also placed on the biological and chemical control methods of certain pests.

Keywords: Blueberry, *Botrytis*, powdery mildew, *Phytophthora*, *Drosophila suzukii*, midge, thrips, mealybugs

INTRODUCTION

Durant la campagne 2012-2013, la superficie du myrtillier a représenté 5 % (208 ha) de la surface cultivée des petits fruits rouges au Maroc (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). La production des fruits rouges a été estimée à 150 milles tonnes dont 2 % est pour la myrtille (MAPMDREF, 2012). Cette superficie a augmenté pour atteindre 30,2 % (1400 ha) (Anonyme 1, 2018) durant la campagne 2017-2018 et dont la production de myrtillier était estimée à 12,5 % de la production des fruits rouges (Anonyme 1, 2018).

Les premières tentatives de l'introduction de la culture du myrtillier ont débuté dès l'année 2000 par certains agriculteurs. Les variétés ont été introduites d'Europe et ont nécessité un fort besoin en froid ce qui a freiné fortement leur potentiel de développement (MAPMDREF, 2012).

Selon la Direction Régionale de l'Agriculture de Tanger-Tétouan-Al Hoceima, la myrtille est cultivée principalement dans la région du Loukkos (Anonyme 1, 2018) et secondairement dans la région du Gharb et Souss-Massa. Certes, le myrtillier est attaqué par différents organismes vivants qui peuvent entraver son développement et limiter sa production (James, 2017). Dans cette synthèse bibliographique, l'accent sera mis sur les principales maladies fongiques causées par les champignons et les ravageurs qui attaquent la culture de myrtillier ainsi que sur les stratégies de leur contrôle.

LE MYRTILLIER

Taxonomie, origine et expansion

Le myrtillier appartient au genre *Vaccinium*, ordre des Ericales et à la famille des Ericacées (Espitalier, 2010). Celle-ci comprend un grand nombre d'espèces différentes (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

Les bleuets sont originaires d'Amérique du Nord et ses principaux producteurs mondiaux sont les États-Unis et le Canada (Dil *et al.*, 2013). Cette culture a été introduite en Europe dans les années 1930 et s'est largement répandue dû à sa rentabilité. En Europe, les principaux pays producteurs du myrtillier sont la Pologne, l'Allemagne et l'Espagne (Dil *et al.*, 2013).

Dans les régions méditerranéennes et en Afrique du Nord, les quantités de production sont très faibles mais la superficie du myrtillier a augmenté considérablement depuis 2005. En 2012, le principal producteur du myrtillier était le Maroc, suivi de la Turquie avec 89 ha (Brazelton, 2011).

Importance économique de la culture du myrtillier au Maroc

Le Maroc est caractérisé par un hiver doux. Les groupes du myrtillier capables de s'adapter et produire sont: le Southern Highbush et les Rabitteyes (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Le Southern Highbush est le plus préféré car ses variétés sont les plus précoces et ses fruits se caractérisent par une très bonne qualité. Cependant, les variétés de type Rabitteyes sont plus vigoureuses et tolérantes à des niveaux de pH plus élevés avec une production plus ou moins tardive (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Cependant, l'objectif des exportateurs est la production hors saison et donc le choix est orienté vers les variétés de type Southern Highbush (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

Le myrtillier est l'espèce de petits fruits rouges la plus demandée par le consommateur européen et américain en raison de ses bienfaits sur la santé, sa richesse exceptionnelle en vitamines, sels minéraux, fibres et polyphénols (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

¹ Unité de phytopathologie, Département de la Protection des Plantes et de l'Environnement, École Nationale d'Agriculture de Meknès, Maroc

Le Maroc possède un grand avantage concurrentiel dans la production de la myrtille car cette dernière apporte une forte valeur ajoutée surtout pour les productions hors saisons qui commencent en novembre (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

Le rendement moyen de la myrtille durant la campagne 2017-2018 a été estimé à 12 T/ha avec un prix moyen de vente de 70 Dh/Kg (Anonyme 1, 2018). Le coût d'installation de la culture est environ 800 000 Dh/ha (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). En outre, les charges annuelles moyennes sont de 200 000 Dh/ha et la valeur moyenne de la production est de 710 000 Dh/ha. Ceci génère un bénéfice net de 510 000 Dh/ha. Une grande partie de la production étant destinée à l'exportation et qui génère une entrée de devise estimée à 53 millions d'euros (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

Exigences agro-climatiques et édaphiques

Exigences climatiques

Le froid hivernal cause souvent de graves dégâts aux bourgeons floraux du myrtillier et aux jeunes pousses dans les régions de production les plus froides. En pleine dormance, le Northern Highbush présente une tolérance au froid allant de -20 à -30°C, tandis que la tolérance des Rabbitteyes et Southern Highbush se situe entre -14 à -26°C. Les températures élevées, supérieures à 30°C, peuvent affecter négativement le fruit en provoquant des rides et des brûlures. Les forts vents dominants, surtout dans les premières années de la vie de la plante, endommagent la croissance du myrtillier, causent des dommages aux feuilles et chutent des fruits (Dominguez, 2016).

Exigences hydriques

Le myrtillier est connu par un système racinaire fibreux et très superficiel (Farahat Laroussi *et al.*, 2016), cette culture ne tolère alors ni le mauvais drainage ni le stress hydrique (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Durant la période de floraison ou de fructification, un stress hydrique cause une diminution du rendement et limite la croissance végétative ainsi que la production de fruits de la saison suivante (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Les mêmes auteurs ont rapporté que la meilleure conductivité de l'eau (CE) pour l'irrigation du myrtillier se situe aux alentours de 0,75 dS/m. Si cette valeur dépasse les 1,5 dS/m, les problèmes des croissances vont être observés.

Exigences édaphiques

Le myrtillier possède d'autres exigences d'ordres agronomiques et culturales: le pH, la salinité et la fertilisation (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

Le pH est un facteur clé qui influence la croissance du myrtillier (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). En effet, cette culture exige des sols acides. A titre d'exemple, dans la plupart des régions des États-Unis, le pH se situe entre 4 et 5. Cependant, au Nord-Ouest d'Arkansas, cette plage de pH est située entre 5 et 5,2 (Arnold et Thompson, 2008). Un sol très acide dont le pH est moins de 3,8 provoque une carence en potassium d'où le roussissement des marges des feuilles (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Or, à un pH supérieur à 5,5, l'absorption du fer est souvent bloquée provoquant ainsi une chlorose (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Des études ont montré que la production est également possible avec un pH qui varie entre 6 à 6,5 à condition que le sol soit dépourvu de calcaire (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Les mêmes auteurs ont conclu que l'ajout du soufre pour acidifier le sol est nécessaire, mais la quantité introduite doit être en fonction de la texture du sol et de son pH initial.

La Salinité. La salinité est un autre facteur clé qui influence la croissance du myrtillier (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). Pour une bonne croissance de cette culture, les valeurs de la salinité du sol ne doivent pas dépasser les 800 ppm (0,8 dS/m) (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

La Fertilisation. Le myrtillier n'a pas besoin des quantités très élevées de l'azote et pourtant cet élément est un facteur important qui assure un bon rendement de cette culture. Une quantité excessive d'engrais azoté provoque une croissance excessive, diminue l'aoulement, réduit la formation des bourgeons floraux et une maturité tardive des fruits (Farahat Laroussi *et al.*, 2016).

PROBLÈMES PHYTOSANITAIRES

Maladies fongique

Botrytis cinerea

Le *Botrytis cinerea* appartient à la classe des Leotiomycetes, ordre des Helotiales et à la famille des Sclerotiniaceae (Blancard, 2017). Sur les feuilles (Figure 1A), le *B. cinerea* provoque des tâches sous forme circulaire à irrégulière de couleur beige à brun foncé avec des marges de couleur brun foncé (Dil *et al.*, 2013). Sur les fruits, une touffe grisâtre est remarquée (Figure 1B) (Schilder, 2011).

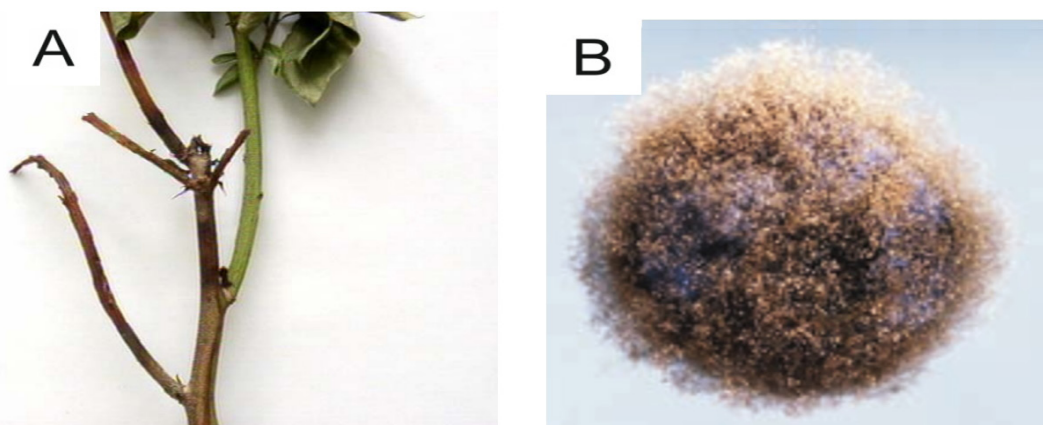


Figure 1: *Botrytis cinerea* A: Nécrose de la tige causée par *B. cinerea* (Szmagara, 2009). B: *Botrytis* sur fruit de myrtille, présence d'une touffe grisâtre (mycélium et conidiophores) (Schilder, 2011)

Les structures fongiques du *B. cinerea* dans un milieu PDA (Tableau 1) sont illustrées dans le Tableau 1.

B. cinerea hiverne sur le matériel végétal infecté sous forme de structures fongiques (Anco et Ellis, 2011). Les spores se développent au printemps sur les tissus infectés et se propagent principalement par le vent mais peuvent également se propager par pluie (Anco et Ellis, 2011). Les feuilles, les jeunes pousses, les fleurs et les fruits sont les plus susceptibles d'être infectés par ce champignon. Les spores produites sur les baies infectées peuvent infecter les baies saines (Anco et Ellis, 2011). Le temps pluvial et les températures comprises entre 15-20 °C sont les plus propices au développement de la maladie (Anco et Ellis, 2011).

L'huile de Soja, *Bacillus subtilis* (souche IAB/BS03), Boscalide + Pyraclostrobine, Fluopyram + Trifloxystrobine et Cyprodinil + Fludioxonil sont des matières actives utilisées pour la lutte contre la pourriture grise (ONSSA, 2018). Reeh et Cutler (2013) ont montré que *Clonostachys rosea* peut protéger contre l'infection de *B. cinerea*, mais cette protection n'est que prophylactique, bien que *C. rosea* était incapable de réduire l'incidence de la maladie quand il est appliqué 24 heures après le traitement par *B. cinerea*.

Colletotrichum spp.

Le *Colletotrichum* spp. appartient à la classe des Sordariomycetes, ordre des Glomerellales et à la famille des Glomerellaceae (Blancard, 2017). Une étude menée en Corée du sud par Kim *et al.*, (2009) a trouvé que les agents pathogènes de l'antracnose les plus répandus dans les bleuets sont *C. acutatum* (J.H. Simmonds) et *C. gloeosporioides* (Penz. et Sacc).

Sur terrain, les feuilles présentent des taches de couleur brun à brun foncé ou rouge (Figure 2 A et B). Les fruits présentent des taches nécrotiques enfoncées, circulaires ou irrégulières (Figure 2C) alors que les tiges montrent des taches de couleur grisâtre ou brunâtre (Figure 2D) (Dil *et al.*, 2013).

Sur un milieu PDA, les colonies de *C. gloeosporioides* sont de couleur grise à grise foncée et présentent un mycélium aérien en touffes. Les conidies sont unicellulaires, hyalines, droites, cylindriques, arrondies aux extrémités ou légèrement étroites à une seule extrémité. Les appressoriums sont ovales de couleur brun à brun foncé (Kim *et al.*, 2009). Alors que, les colonies de *C. acutatum* sur PDA sont de couleurs grises rougeâtre à grises foncées. Les conidies sont

Tableau 1: les structures fongiques de *B. cinerea* (Dil *et al.*, 2013)

Le mycélium	Couleur: brun grisâtre ou marron
Les conidiophores	Couleur: bruns. Forme: ramifiés, septés et d'une épaisseur moyenne de 9,6 µm
Les conidies	Couleur: incolores ou de couleur beige Forme: unicellulaires et sphériques
Les sclérotés	Forme: au bord de boîte de Pétri, ils sont formés d'une manière irrégulière et dispersée Taille: 1-3,5 mm dans des cultures de 15 jours



Figure 2: les symptômes de l'antracnose sur le myrtillier. A et B, brun à brun foncé ou rouge avec des lésions irrégulières ou circulaires sur les feuilles; C, Tâches nécrotiques enfoncées, circulaires ou irrégulières sur fruits; D, tige touchée (Dil *et al.*, 2013)

unicellulaires, hyalines, droites, fusiformes et effilées à chaque extrémité. Les appressoria sont ovales, légèrement irréguliers ou lobés (Kim *et al.*, 2009). La figure 3 montre les différentes phases de cycle de la maladie.

Pour le contrôle des infections à *Colletotrichum* (Lacroix, 2008):

- Il faut contrôler la taille, c'est-à-dire, il est souhaité d'enlever les rameaux secs et le bois morts;
- Il est conseillé que l'intervalle entre les cueillettes soit aussi court que possible;
- Il est recommandé de laisser les zones infestées en dernier lieu.

Au Maroc, le produit homologué contre l'antracnose sur myrtilier est à base de *B. subtilis* (ONSSA, 2018).

Pestalotiopsis spp.

Le *Pestalotiopsis* spp. appartient à la classe des Sordariomycetes, ordre des Xylariales et à la famille des Sporocadaceae. Les espèces de *Pestalotiopsis* qui attaquent le myrtilier sont *P. clavispora* (G.F.Atk.Steyaert) et *P. neglecta* (Thüm.) (Espinoza *et al.*, 2008). Erper et Çelik (2011) ont détecté une autre espèce qui attaque le bleuet est *P. guepinii* (Desm.) à Rize en Turquie.

Les feuilles présentent une couleur brune foncée avec des taches de forme rectangulaire de couleur brune ou rouge sur le bord de la feuille. Les branches montrent des taches brunes avec des marges de couleur rouge foncé (Dil *et al.*, 2013). *P. clavispora* est caractérisé par la présence des acervules distribués radialement. Par contre, *P. neglecta* est caractérisé par la présence des acervules dispersés (Espinoza *et al.*, 2008).

Sajeewa *et al.*, (2011) ont déclaré que *Pestalotiopsis* peut produire un grand nombre de spores facilement disséminées dans l'air et les courants d'eau (Figure 4). Ils ont suggéré des stratégies pour limiter la dissémination de la maladie telles que le non recours à l'irrigation par aspersion, la diminution de l'humidité des feuilles, l'augmentation de l'espacement et de la circulation de l'air entre les plants.

Phomopsis spp.

L'espèce la plus fréquente chez le myrtilier est *P. vaccinii* (Shear.) (téléomorphe: *Diaporthe vaccinii*) (Narouei-Khandan *et al.*, 2017). Elle appartient à la classe des Sordariomycetes, ordre des Diaporthales et à la famille des Diaporthaceae (Blancard, 2017).

Les feuilles présentent des taches nécrotiques tandis que les branches âgées de 1 à 2 ans montrent des brûlures et des chancres (Dil *et al.*, 2013). La couleur de la tige devient brunâtre (Szmagara, 2009). Cet agent pathogène peut également affecter d'autres parties de la plante telles que les bourgeons et les fruits. Les cultures fongiques sont de couleurs blanchâtres, grisâtres ou jaune pâle sur le PDA (Dil *et al.*, 2013).

Les conidies sont les principales sources de l'inoculum primaire et elles se trouvent dans les lésions de la feuille, les pousses et les tiges mortes ou infectées (Narouei-Khandan *et al.*, 2017; Lombard *et al.*, 2014). Les blessures, les boutons floraux et les extrémités des jeunes pousses peuvent être les principales voies d'entrée du pathogène (Milholland, 1982). La plage de la température optimale pour la croissance du mycélium et la germination des conidies se situent entre 21 et 24°C, tandis que la croissance est restreinte au-delà de 32°C et au-deçà de 4°C (Narouei-Khandan *et al.*, 2017).

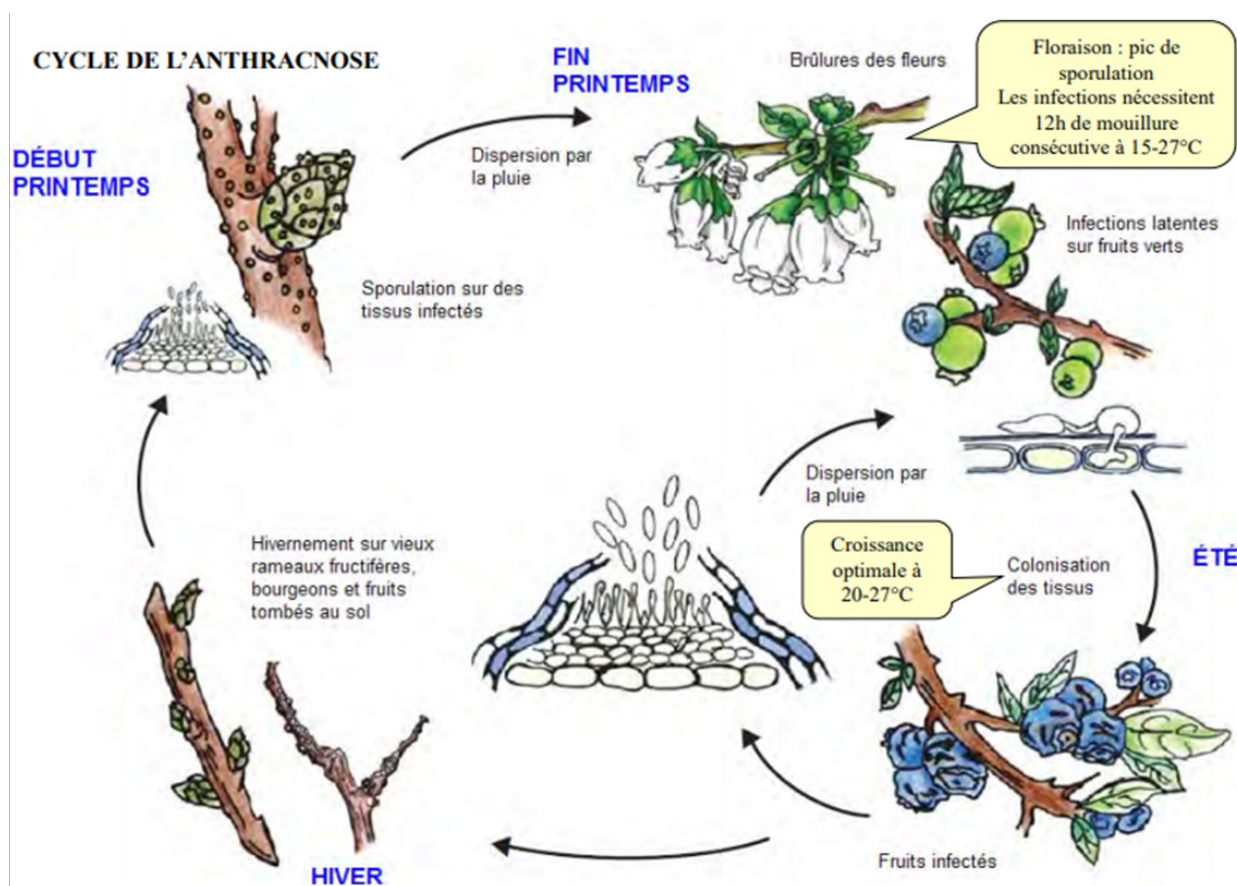


Figure 3: Cycle de vie de l'antracnose (Lacroix, 2008)

Pour diminuer la quantité d'inoculum, il est conseillé d'éviter les dommages mécaniques lors de la taille. Ainsi qu'il est recommandé de ne pas stresser les plantes en les gardant bien arrosées par temps chaud et sec pour éviter le stress thermique (DeMarsay, 2014).

Monilinia spp.

Le *M. vaccinii* est l'espèce qui attaque le myrtillier (Anco et Ellis, 2011). Il appartient à la classe des Leotiomycetes, ordre des Helotiales et à la famille des Sclerotiniaceae.

Au moment de la floraison, les jeunes feuilles et pousses infectées flétrissent, brunissent et meurent (Dil *et al.*, 2011). Les jeunes baies infectées qui semblent saines et vertes peuvent être coupées pour voir la croissance fongique dans la zone de graine. Finalement le champignon infecte la totalité du fruit et la peau extérieure tombe (Anco et Ellis, 2011).

M. vaccinii hiverne dans le sol dans un fruit momifié. Lorsque la température est 10°C, des structures appelées «apothécies» sont produites sur des baies momifiées. Les spores produites dans les apothécies sont libérées dans l'air par le biais du vent vers les jeunes feuilles, pousses et fleurs où elles provoquent des infections primaires. En absence d'humidité, le champignon ne produira pas de spores. Un

autre type de structure fongique appelé «conidies» est produit dans des masses de couleur grises sur un tissu mort résultant d'infections primaires. Ces conidies se propagent pendant la floraison par le vent et entraînent une infection secondaire des fleurs. Les fruits qui proviennent de fleurs infectées se transforment en momies et tombent dans le sol (Anco et Ellis, 2011).

B. subtilis est défini comme agent antagoniste contre *M. vaccinii*, il inhibe la pénétration de champignon dans les stigmates par l'antibiose (Scherm *et al.*, 2004).

Pourriture racinaire

La pourriture racinaire chez le myrtillier est causée par *Phytophthora cinnamomi* (Rands.) qui appartient à la classe des oomycètes et à l'ordre des peronosporales (Hardham, 2005; Smith, 2008). *P. cinnamomi* est une maladie dangereuse pour le Northern Highbush et Southern Highbush, en revanche les Rabitteyes sont les moins susceptibles à cette maladie (Smith, 2008). La plupart des agriculteurs cultivent le Southern Highbush puisque ses variétés sont très précoces (Farahat Laroussi *et al.*, 2016). *P. cinnamomi* pourrait alors être une grande problématique pour les producteurs nationaux.

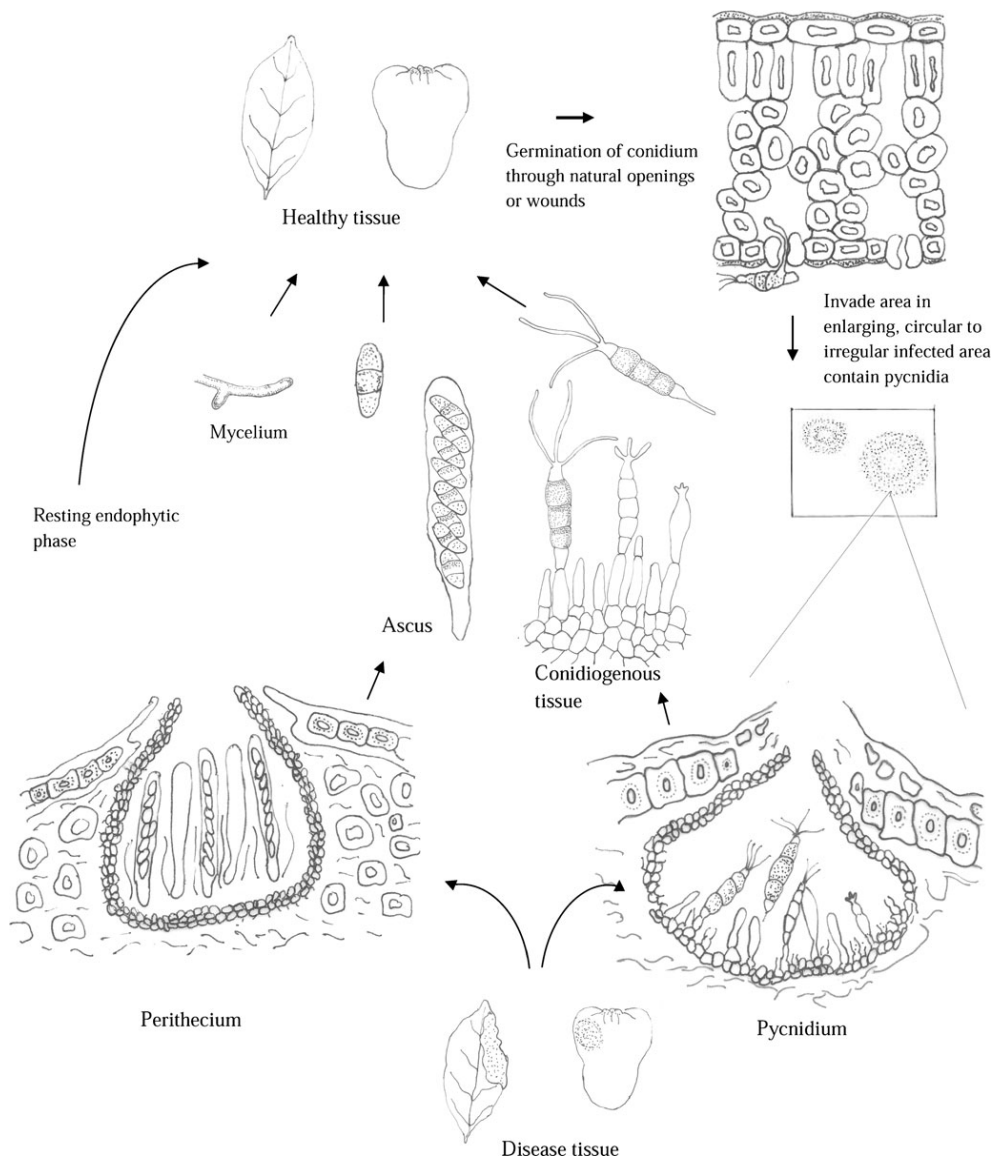


Figure 4: Cycle de la maladie *Pestalotiopsis* spp. (Sajeewa *et al.*, 2011)

Une autre étude a été effectuée au Chili par Larach *et al.*, (2009) pour déterminer la cause de la pourriture racinaire. En se basant sur la morphologie de la colonie et la morphologie des structures, ils ont identifié la présence de *P. cinnamomi* (Tableau 2) et *P. citrophthora* (Tableau 3) sur le *Vaccinium*.

P. cinnamomi touche en premier lieu les racines qui deviennent plus petites que la normale (Larach *et al.*, 2009) avec une nécrose racinaire. Les symptômes s'étendent par la suite et apparaissent sur les couronnes (Ward, 2013). Cependant, les symptômes hors sol sont généralement remarqués avant l'examen des racines et les feuilles prennent une coloration jaune à rouge, suivie d'une brûlure marginale (Ward, 2013). Ce champignon induit le retard de la croissance de la plante (Larach *et al.*, 2009), le manque de nouvelle croissance, la mort des bourgeons terminaux et éventuellement celle de la plante entière. Les pertes économiques sont le plus souvent très graves (Ward, 2013).

P. cinnamomi se présente sous forme de mycélium à l'état végétatif, constitué de filaments ramifiés appelés hyphes (Deea, 2017) et comme d'autres espèces de *Phytophthora*, *P. cinnamomi* passe par deux phases: sexuée et asexuée (Figure 5) (Wei Hee *et al.*, 2013).

Les spores produites asexuellement par le mycélium sont les zoospores et sont constituées au sein de structures appelées sporanges et chlamydozoospores (Deea, 2017).

Un autre type de spores est produit par la recombinaison sexuelle des souches A1 et A2 appelés oospores (Deea, 2017).

Lorsqu'une zoospore rencontre la racine du myrtillier, le kyste de la zoospore (Figure 5) forme un tube germinatif qui pénètre la surface protectrice de la racine. Une fois à l'intérieur, le tube germinatif se développe en mycélium et finalement l'agent pathogène quitte la racine infectée pour commencer de nouvelles infections (Deea, 2017).

La plante devient visiblement malade et la fonction d'absorption de l'eau est touchée. Par conséquent, les symptômes causés par *P. cinnamomi* sont souvent confondus par celles causées par le stress hydrique (Deea, 2017).

La lutte intégrée contre *P. cinnamomi* repose sur les mesures prophylactiques, la lutte physique, biologique et chimique (Coffey, 1987). Il existe un certain nombre de contrôles stratégiques utilisés par les gestionnaires afin de conserver leur culture (Hardy *et al.*, 2001). Parmi ces procédures, il faut considérer:

- Avoir recours à des spécialistes pour délimiter les zones infestées et transférer ces informations à un système d'information géographique;
- Stériliser la pépinière à la vapeur ou à la fumigation chimique;

- Interdire le mouvement des véhicules allant des zones infestées vers les zones non infestées. Ceci peut être réalisé en bloquant les routes et les pistes;

- Enlever toute la terre adhérente ou débris végétaux avant de se déplacer entre zones infestées et non infestées.

Selon Coffey (1987), l'absence de pratique du paillage peut également être un facteur important de développement de la maladie. La croissance de *P. cinnamomi* est souvent inhibée par le paillage dû à l'activité des enzymes sécrétées par les champignons en décomposition. Le paillage d'eucalyptus a montré également une efficacité à éliminer *P. cinnamomi* dans les conditions de terrain (Downer *et al.*, 2001).

Généralement, les produits chimiques qui sont des inhibiteurs actifs des champignons ne sont pas des inhibiteurs des oomycètes (Hardham, 2005), c'est pour cela que le contrôle du *Phytophthora* fait appel à de nouvelles approches. Des études effectuées par Hardham (2005) ont trouvé un certain nombre de composés qui inhibent la croissance du *Phytophthora* et réduisent l'infection des plantes. Deux groupes de produits chimiques se sont avérés efficaces contre *P. cinnamomi*, il s'agit des phenylamides comme le métalaxyl et les phosphonates (phosphite) comme le fosétyl-Al.

Il existe un certain nombre d'agents de contrôle biologique potentiellement utiles contre *P. cinnamomi* (Wei Hee *et al.*, 2013):

- *Myrothecium roridum*: est un agent actif antagoniste protège les plantes contre *P. cinnamomi* (Wei Hee *et al.*, 2013).
- *Pythium nunn*: est un mycoparasite oomycète (Wei Hee *et al.*, 2013).
- *Penicillium funiculosum*, *Trichoderma harzianum*, *Epicoccum purpurascens*, *Streptomyces griseoalbus*: inhibent la croissance de *P. cinnamomi* par compétition, l'antibiose ou le parasitisme (Wei Hee *et al.*, 2013).
- *Gliocladium virens*: colonise la surface en produisant une masse compacte de mycélium, mais cette colonisation dépend de la paille qui se trouve dans le sol. Il est montré que *G. virens* a une capacité de contrôler *P. cinnamomi* (Jefferson *et al.*, 2000).

Une autre étude faite par Jiménez *et al.*, (2011) a découvert également que des extraits solubles dans l'éthanol des algues rouges «*Gracillaria chilensis*» contiennent des composés antifongiques qui inhibent la croissance mycélienne de *P. cinnamomi*.

Le borbonol est une substance antifongique isolée à partir de racines et de tiges de *Persea borbonia* qui inhibe la croissance végétative de *P. cinnamomi* et la production des sporanges (Zaki *et al.*, 1980).

Tableau 2: Les caractéristiques morphologiques de *P. cinnamomi* en milieu de PDA (Larach *et al.*, 2009)

<i>P. cinnamomi</i>	Les colonies	Aspect de coton blanc sous forme de rosette
	Le mycélium	La présence d'abondante coralloïde au gonflement de l'hyphe et la présence de chlamydozoospores
	Les sporanges	Persistants, ellipsoïdes à ovoïdes, non papillaires avec une prolifération interne
	Les oospores	Rondes avec une paroi épaisse

Tableau 3: Les caractéristiques morphologiques de *P. citrophthora* en milieu de PDA (Larach *et al.*, 2009)

<i>P. citrophthora</i>	Les colonies	Blanches et ressemblent à du coton
	Le mycélium	La présence d'abondante coralloïde au gonflement de l'hyphe et la présence de chlamydozoospores
	Les sporanges	Ovoïdes, obpyriforme (en forme de poire inversée) et déformés, présentant un ou deux sommets

Oïdium

L'Oïdium chez le myrtillier est causé par *Microsphaera vaccinii* (Hildebrand *et al.*, 2016), Cette dernière appartient à la classe des Leotiomycetes, l'ordre des Erysiphales et à la famille des Erysiphaceae.

Les premiers symptômes de la maladie apparaissent comme de petites taches de décoloration rougeâtre sur la partie supérieure, ensuite, ces taches se développent et sont recouvertes de champignons de couleurs blancs visibles à la loupe ou microscope, puis, La décoloration rouge devient sévère et le dessous de la feuille peut également virer au rouge. Les taches commencent à brunir et les feuilles gravement atteintes commencent à tomber. Sur certains clones, la croissance fongique sur la surface supérieure et inférieure des feuilles devient évidente comme un dépôt blanc, alors que d'autres clones peuvent ne montrer que la décoloration rougeâtre. Sur les feuilles où les clones ont montré un dépôt blanc, il y a l'apparition des petits corps jaunes sphériques qui deviennent noirs. Ces derniers sont des structures hivernales du champignon appelées cleistothecia. En plus d'affecter les feuilles, l'oïdium peut également toucher les fruits immatures. Le premier signe se manifeste par une décoloration rougeâtre sur les baies vertes et avec le temps, les zones deviennent brunes et les baies peuvent tomber. Sur les baies vertes, de très fins filaments fongiques peuvent être visibles à la loupe ou microscope (Hildebrand *et al.*, 2016).

Les recherches sur le cycle de la maladie causée par l'oïdium sur myrtillier n'ont pas été menées de manière approfondie et reste donc très peu compris. Les cleistothecia sur les feuilles infectées sont peut être une source importante d'inoculum (Hildebrand *et al.*, 2016).

Les matières actives utilisées pour lutter contre l'oïdium sont: *Bacillus subtilis* (souche IAB/BS03), cyflufenamide et krésoxim-méthyl (ONSSA, 2018).

Ravageurs

Les principaux ravageurs qui attaquent le myrtillier sont (Cabi, 2018):

Dasineura oxycoccana

Cette cécidomyie appartient à l'ordre des Diptères et à la famille des Cecidomyiidae.

Les œufs sont cylindriques et elliptiques de 0,25 mm de long. La larve fraîchement pondue est incolore puis elle devient plus foncée en allant du blanc à orange. La puppe est de couleur orange avec des appendices noirs (Roubos, 2009). Les adultes ont une taille de 2 à 3 mm de long.

Les boutons floraux se dessèchent environ deux semaines après l'infestation. En hiver et au début de printemps, des avortements floraux importants peuvent survenir. Les méristèmes végétatifs peuvent également être infestés ou endommagés (Anonyme 2, 2000).

L'attaque de ce ravageur peut engendrer des pertes de production allant jusqu'à 80% (Liburd *et al.*, 2014). Les matières actives utilisées contre la cécidomyie sont résumées dans le Tableau 4.

Les ennemis naturels (Tableau 5) contre la cécidomyie du myrtillier comprennent des prédateurs et des parasitoïdes (Roubos, 2009).

Frankliniella spp.

Frankliniella spp. appartient à l'ordre des Tysanoptères et à la famille des Thripidae. En Floride et au sud de Géorgie, les thrips sont les principaux ravageurs des bleuets en début de saison (Arévalo, 2006). Les trois principales espèces de thrips qui causent des dégâts importants sur la culture du myrtillier (Turner et Liburd, 2007) sont: *F. bispinosa* (Morgan), *F. tritici* (Lindeman) et *F. occidentalis* (Pergrande).

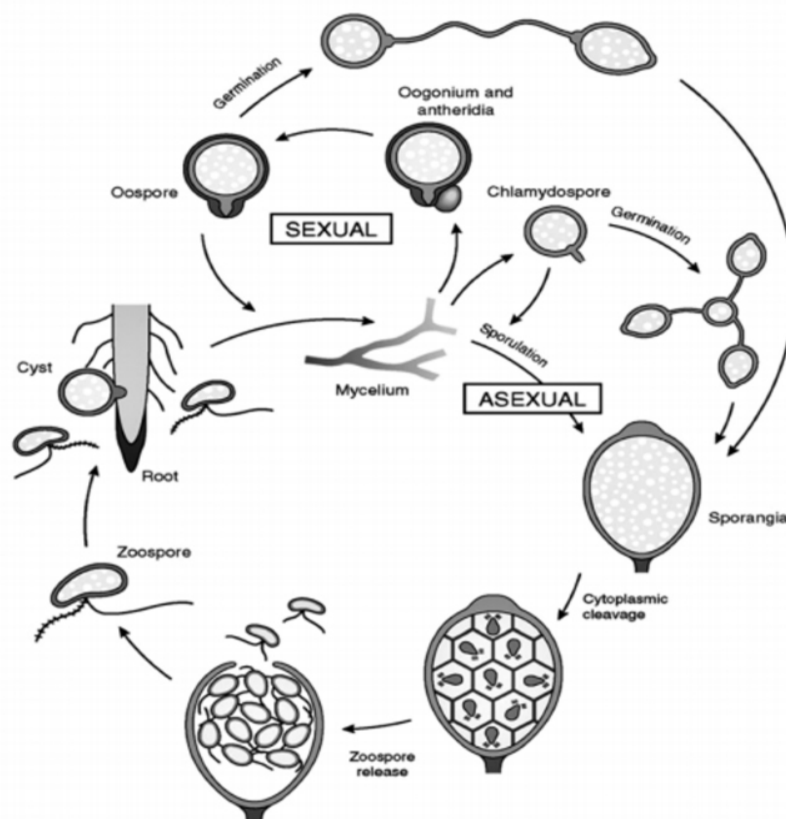


Figure 5: Cycle de vie de *P. cinnamomi* (Deea, 2017)

Les adultes et les deux premiers stades larvaires se nourrissent de pollen, de fleurs et de fruits (Turner et Liburd, 2007). Le thrips de bleuet peut provoquer l'enroulement des feuilles qui virent alors au rouge (MAPANB, 2013). Ces thrips entraînent une nouaison réduite et la formation des baies déformées (Turner et Liburd, 2007).

Les pièges bleus sont les plus efficaces pour capturer les thrips, suivi du blanc, du jaune et du vert. Les plaques jaunes sont les plus efficaces au début de la saison. Cependant, lorsque les populations de thrips augmentent, les plaques bleues et blanches sont les pièges les plus efficaces (Liburd et al., 2009).

Une étude faite par Arévalo et al., (2009) a montré que *Orius insidiosus* (Say.) (Hemiptera: Anthocoridae) et *Amblyseius cucumeris* (Oudemans.) (Acarien: phytoseiidae) n'ont pas un effet sur la population de thrips sur myrtillier en plein champ. La raison pour laquelle la lutte biologique n'est pas efficace sur le terrain pourrait être en raison du fait que les populations de thrips se déplacent très rapidement et en grand nombre. Aussi, les thrips causent des dommages importants avant que les ennemis naturels aient le temps de réagir et d'obtenir le contrôle approprié (Parrella et Lewis, 1997). Funderburk et al., (2007) ont signalé l'un des rares succès en matière de lutte biologique contre les thrips dans les champs en utilisant l'*O. insidiosus*.

Acrobasis vaccinii

La pyrale des atocas appartient à l'ordre des lépidoptères et à la famille des pyralidae. *A. vaccinii* (Riley) est un ravageur dans toutes les régions productrices du myrtillier (Turner et Liburd, 2007). Les œufs sont de couleur crème pâle. Les larves sont de petites tailles et légèrement jaunâtres ou rosées. Les adultes sont des papillons de couleur gris-brunâtre ou gris-noir (Schloemann, 2014). Les larves creusent un tunnel dans le fruit et commence à se nourrir. Les larves consomment de 3 à 6 baies (Schloemann, 2014) ou 8 baies (Turner et Liburd, 2007) en les remplissant de résidus bruns et les excréments sont repoussés à l'extérieur du fruit (Schloemann, 2014).

Parmi les mesures prophylactiques utilisées pour lutter contre *A. vaccinii*, Schloemann (2014) souligne que:

- L'élimination des mauvaises herbes autour des plantes pour réduire ou éliminer les foyers;
- La cueillette à la main et la destruction des fruits infestés.

Les pièges à phéromones sont utilisés pour surveiller la population des mâles afin de connaître le moment initial du vol dans une plantation du myrtillier et les pièges doivent être installés pendant la floraison (Schloemann, 2014). Le dépistage est fait en inspectant le calice des fruits verts avec une loupe pour détecter le moment de la ponte (Schloemann, 2014).

Drosophila suzukii

D. suzukii (Matsumura) appartient à l'ordre des Diptères et à la famille des Drosophilidae.

Le mâle possède une tache noire sur chacune des ailes, visible à l'œil nu et la femelle se différencie des autres espèces par la présence d'un ovipositeur de plus grande taille et plus fortement denté (Casdar, 2015).

D. suzukii présente la particularité de pouvoir infester des fruits encore sur la plante et ne présentant pas de blessures avant la récolte. Suite à l'éclosion, les larves commencent à se nourrir de la pulpe des fruits, créant une zone déprimée et molle en surface avec l'intérieur brunâtre (Casdar, 2015).

La cicatrice de ponte expose le fruit à une attaque secondaire d'agents pathogènes pouvant causer la pourriture (Cabi, 2018).

Les mesures prophylactiques utilisées pour réduire le taux d'infestation sont les suivantes (Casdar, 2015):

- Assurer une bonne aération des arbustes de myrtillier;
- Éviter les cueillettes en sur-maturité;
- Installation des filets anti-insectes;
- Les fruits infestés récupérés doivent être détruits.

Les ennemis naturels (Tableau 6) contre la *D. suzukii* comprennent des prédateurs et des parasitoïdes (Cabi, 2018).

L'utilisation des piègeages de masse, des répulsifs sont autant de moyens utilisés pour contrôler la *D. suzukii* (CASDAR, 2015). Les matières actives utilisées pour lutter contre ce diptère sont l'Azadirachtine, le Cyantraniliprole et le Spinétorame (ONSSA, 2018).

Tableau 4: Les matières actives utilisées pour la lutte contre les œufs/larves/adultes de la cécidomyie (Roubos, 2009)

	Adultes	Œufs et larves
Matières actives	Diazinon	Spirotétramate
	Malathion	Acétamipride
	Spinosade	
	Phosmet	
	Spinetoram	
	Thiacloprid	

Tableau 5: Quelques ennemis naturels contre la cécidomyie du myrtillier (Roubos, 2009)

Prédateur	<i>Toxomerus marginatus</i> (Diptera: Syrphidae)
Parasitoïdes	<i>Aprostocetus</i> sp. (Hymenoptera: Eulophidae)
	<i>Aphanogmus</i> sp. (Hymenoptera, Ceraphronidae)
	<i>Quadrastichus</i> sp. (Hymenoptera: Eulophidae)
	<i>Ceraphron pallidiventris</i> (Hymenoptera: Ceraphronidae)
	<i>Synopeas</i> sp. et <i>Platygaster</i> sp. (Hymenoptera Platygastridae).

Tableau 6: Quelques ennemis naturels contre *D. suzukii*

Parasitoïdes	<i>Asobara japonica</i> , <i>A. rufescens</i> , <i>A. tabida</i> , <i>Pachycrepoideus vindemmiæ</i> .
Prédateurs	<i>Cardiastethus fasciventris</i> , <i>C. nazarensis</i> , <i>O. laevigatus</i>

Diaspidiotus perniciosus

Ce ravageur appartient à l'ordre des Hémiptères et à la famille des Diaspididae. *D. perniciosus* infeste principalement l'écorce de la tige et des branches de l'arbre du myrtillier. En cas de forte infestation, la cochenille peut se trouver sur les fruits où elle provoque des taches rouges et les branches peuvent flétrir (Cabi, 2018). Le chlorpyrifos-éthyl est utilisé pour lutter contre le pou de San José (ONSSA, 2018). Une étude effectuée par Sazo *et al.* (2007) a trouvé qu'avec des faibles niveaux d'infestation de Pou de San José, une pulvérisation de pyriproxyfène à 0,07%, phénoxy-carbe à 0,05% ou huile minérale à 1% réduit le nombre de nymphes et leurs effets étaient similaires à celui d'une pulvérisation par le chlorpyrifos-éthyl.

En général, Les huiles minérales sont utilisées en hiver contre les stades hivernants. Pour les traitements d'été, des pièges à phéromones sexuelles peuvent être utilisés pour suivre le niveau des adultes mâles et ainsi déterminer le moment opportun de traitement. La lutte biologique à l'aide d'*Encarsia perniciosi* (Hymenoptera: Aphelinidae) est utilisée dans des vergers du myrtillier (OEPP, 2002).

CONCLUSION

La production du myrtillier représente 12,5% de la superficie cultivée en petits fruits rouges. Cependant, le myrtillier est exposé aux différents ravageurs et maladies. La connaissance des symptômes des bioagresseurs au niveau de terrain ou/et au laboratoire est primordiale pour une meilleure gestion. Au Maroc, Les matières actives contre certains ravageurs et maladies sur myrtillier ne sont pas encore disponibles. Donc, les stratégies de lutte à venir devraient viser à développer des approches biologiques respectueuses de l'environnement.

RÉFÉRENCES

- Anco D.J., Ellis M.A. (2011a). Fruits rots of blueberry: *Alternaria*, *Anthraco*se and *Botrytis* (<https://ohioline.osu.edu/factsheet/plpath-fru-44>). Consulté le 22-12-2018.
- Anco D.J., Ellis M.A. (2011b). Mummyberry of blueberry (<https://ohioline.osu.edu/factsheet/plpath-fru-46>). Consulté le 25-12-2018.
- Anonyme 1 (2018). La filière des petits fruits rouges est en expansion dans le périmètre du Loukkos (<http://www.agrimaroc.ma/filiere-petits-fruits-rouges-nord-maroc/>). Consulté le 12-11-2018.
- Anonyme 2 (2000). Common name: blueberry gall midge scientific name: *Dasineura oxycoccana* (Johnson) (Insecta: Diptera: Cecidomyiidae) (http://entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/blueberry_gall_midge.htm). Consulté le 30-12-2018.
- Arévalo H.A. (2006). Study of the behavior, ecology and control of flower thrips in blueberries towards the development of an integrated pest management (IPM) program in Florida and southern Georgia. PhD dissertation, university of Florida.
- Arévalo H.A., Fraulo A.B., Liburd O.E. (2009). Management of Flower Thrips in Blueberries in Florida. *Florida Entomologist*, 92:14-17.
- Arnold J.T., Thompson L.F. (2008). Chlorosis in blueberries: A soil-plant investigation. *Journal of Plant Nutrition* 5:747-753.
- Blancard D. (2017). Identification des agents pathogènes des maladies de myrtillier (<http://ephytia.inra.fr>). Consulté le 02-12-2018/ 04-12-2018/ 17-12-2018.
- Brazelton C. (2011). World Blueberry Acreage and Production. World Blueberry Acreage and Production Report. Cabi (2018). (<https://www.cabi.org/isc/datasheet/55994>). Consulté le: 28-12-2018.
- CASDAR piloté par Ctifl. (2015). *Drosophila suzukii*. (https://occitanie.chambreagriculture.fr/fileadmin/user_upload/National/FAL_commun/publications/Occitanie/Productions_techniques/SudArbo15_Drosophila_suzukii_CRAO_0218.pdf). Consulté le 28-12-2018.
- Coffey M.D. (1987). Phytophthora Root Rot of Avocado -An Integrated Approach to Control in California. *California Avocado Society 1987 Yearbook*, 71: 121-137.
- DEEA (2017). Background: Threat abatement plan for disease in natural ecosystems caused by *Phytophthora cinnamomi*. (<https://www.environment.gov.au/system/files/consultations/4a1aea0d-abb9-4628-88bf-2260c70a09e5/files/draft-tap-phytophthora-cinnamomi-background.pdf>). Consulté le 1-12-2018.
- DeMarsay A. (2014). Managing (and Avoiding!) Blueberry Diseases. University of Maryland Extension. ([https://www.extension.umd.edu/sites/extension.umd.edu/files/docs/programs/viticulture/Managing\(and%20Avoiding!\)Blueberry-DiseasesAD0207Update1111.pdf](https://www.extension.umd.edu/sites/extension.umd.edu/files/docs/programs/viticulture/Managing(and%20Avoiding!)Blueberry-DiseasesAD0207Update1111.pdf)). Consulté le 20-05-2019.
- Dil T., Karakaya A., Çelik Oğuz A. (2013). Blueberry fungal diseases in Rize. 24th International Scientific-Expert Conference of Agriculture and Food Industry-Sarajevo 2013.
- Dominguez V.M. (2016). Manual práctico para la creación y desarrollo de plantaciones de arándanos en Asturias. *Tresalia comunicación AS 0000-2012*.
- Downer A. J., Menge J. A., Pond E. (2001). Association of cellulytic enzyme activities in eucalyptus mulches with biological control of *Phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 91:847-855.
- Erper I., Çelik, H. (2011). First report of *Pestalotiopsis guepinii* on *Vaccinium corymbosum* in Turkey. *J. Plant Pathology*, 93: S4.87.
- Espinoza J.G., Briceño E.X., Keith L.M., Latorre B.A. (2008). Canker and Twig Dieback of Blueberry Caused by *Pestalotiopsis* spp. and a *Truncatella* sp. in Chile. *Plant Diseases*, 92:1407- 1414.
- Espitalier J. (2010). La myrtille (*Vaccinium myrtillus*): Botanique, chimie et intérêts thérapeutiques. Thèse de doctorat en pharmacie à l'université Henri Poincaré-Nancy 1.
- Farahat Laroussi, B., Hamim, A., El Mourabit, N., Gaskell, M. (2016). Conduite technique de la myrtille. *Bul. Transf. Technol.* 203:1-6, <https://www.agrimaroc.net/2018/04/19/conduite-technique-de-la-myrtille/>.
- Funderburk J., Stavisky J., Olson, S. (2007). Predation of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: thripidae) in field peppers by *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). *Environmental Entomology*, 29:376-382.
- Hardham A.R. (2005). *Phytophthora cinnamomi*. *Molecular Plant Pathology*, 6: 589-604.
- Hardy G.E.S., Barrett S., Shearer B.L. (2001). The future of phosphite as a fungicide to control the soilborne plant pathogen *Phytophthora cinnamomi* in natural ecosystems. *Australasian Plant Pathology*, 30:133-139.

- Hee W.Y., Torreña P.S., Blackman L.M., Hardham A.R. (2013). *Phytophthora cinnamomi* in Australia (Chapter 14).
- Hildebrand P.D., Renderos W.E., Delbridge R.W. (2016). Diseases of Lowbush Blueberry and their Identification. *Agriculture and Agri-Food Canada*, 44 p.
- James J. (2017). Diseases of blueberry (*Vaccinium* spp.) (<http://www.apsnet.org/publications/commonnames/pages/blueberry.aspx>). Consulté le 08-12-2018.
- Jefferson da S. Costa L., Menge J.A., Casale W.L. (2000). Biological control of *Phytophthora* Root Rot of Avocado with microorganisms grown in organic mulches. *Brazilian Journal of Microbiology*, 31:239-246.
- Jiménez E., Dorta F., Medina C., Ramírez A., Ramírez I., Peña-Cortés H. (2011). Anti-Phytopathogenic Activities of Macro-Algae Extracts. *Marine Drugs*, 9: 739-756.
- Kim W.G., Hong S.K., Choi H.W., Lee Y. K. (2009). Occurrence of Anthracnose on Highbush Blueberry Caused by *Colletotrichum* Species in Korea. *Mycobiology*, 37: 310-312.
- Lacroix C. (2008). Bleuets Maladies et traitements. (<https://www.mapaq.gouv.qc.ca/SiteCollectionDocuments/Regions/LavalLanaudiere/Journeesagricoles2016/Maladieetraitementedesbleuets.pdf>). Consulté le 05-06-2019.
- Larach X. B., Salgado E. (2009). Crown and root rot of highbush blueberry caused by *Phytophthora cinnamomi* and *P. citrophthora* and cultivar sensitivity. *Ciencia e investigación agraria* 36:433-442.
- Liburd E.M., Oscar E., Sarzynski Blair J.S., Krewer G. (2014). Blueberry Gall Midge: A Major Insect Pest of Blueberries in the Southeastern United States. University of Florida IFAS Extension.
- Liburd O.E., Sarzynski E.M., Arévalo H.A. (2009). Monitoring and Emergence of Flower Thrips Species in Rabbiteye and Southern Highbush Blueberries. *Acta horticulturae* 810.
- Lombard L., Gerard Van Leeuwen C.M., Guarnaccia V., Polizzi G., Van Rijswijk P. C.J., Rosendahl K.C.H.M., Gabler J., Crous P.W. (2014). Diaporthe species associated with *Vaccinium*, with specific reference to Europe. *Phytopathologia Mediterranea*, 53: 287-299.
- MAPANB (2013). Cécidomyie du bleuët. Feuillet de renseignements sur le bleuët sauvage C.2.7.0. (<https://www2.gnb.ca/content/dam/gnb/Departments/10/pdf/Agriculture/WildBlueberries-BleuetsSauvages/C270-f.pdf>). Consulté le 27-12-2018.
- MAPMDREF (2012). Note de veille-Filière fruits rouges Note stratégique n°100.
- Milholland R.D. (1982). Blueberry twig blight caused by *Phomopsis vaccinii*. *Plant Disease*, 66:1034-1036.
- Narouei-Khandan H. A., Harmon C. L., Harmon P., Olmstead J., Zelenev V. V., Van Der Werf W., Worner S. P., Senay S. D., Van Bruggen A. H. C. (2017). Potential global and regional geographic distribution of *Phomopsis vaccinii* on *Vaccinium* species projected by two species distribution models. *European Journal of Plant Pathology*, 148:1-12.
- OEPP (2002). (<https://gd.eppo.int/taxon/QUADPE>). Consulté le 20-05-2019.
- ONSSA (2018). Les matières actives autorisées sur myrtillier.
- Parrella M. P., Lewis T. (1997). Integrated pest management (IPM) in field crops pp. 595-614. Dans Lewis T. [ed.], Thrips as crop pests CAB International, Wallingford, UK.
- Reeh K. W., Cutler G. C. (2013). Laboratory efficacy and fungicide compatibility of *Clonostachys rosea* against *Botrytis* blight on lowbush blueberry. *Journal of Pest Science*, 87: 543-550.
- Roubos C.R. (2009). Monitoring and managing blueberry gall midge (diptères: cecidomyiidae) in rabbiteye blueberries. PhD dissertation, University of Florida.
- Sajeewa S.N. (2011). *Pestalotiopsis* - morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. *Fungal Diversity*, 50:167-187.
- Sazo L., Araya J.E., Esparza S. (2007). Control of San Jose scale nymphs, *Diaspidiotus perniciosus* (Comstock), on almond and apple orchards with pyriproxyfen, phenoxycarb, chlorpyrifos and mineral oil. *Chilean journal of Agricultural research*, 68:248-289.
- Scherm H., Ngugi H.K., Savelle A.T., Edwards J.R. (2004). Biological control of infection of blueberry flowers caused by *Monilinia vaccinii-corymbosi*. *Biological Control*, 29: 199-206.
- Schilder A. (2011). (<https://www.canr.msu.edu/blueberries/>). Consulté le 20-12-2019.
- Schloemann S. (2014). Blueberry IPM – Cherry Fruitworm (*Grapholita packardii*), Cranberry Fruitworm (*Acrobasis vaccinii*). UMass Extension Fruit IPM Fact Sheet SFB-305, (https://ag.umass.edu/sites/ag.umass.edu/files/factsheets/pdf/cranberry_fruitworm_fact_sheet_2016.pdf). Consulté le 04-01-2019.
- Smith B.J. (2008). Cultural Practices and Chemical Treatments Affect *Phytophthora* Root Rot Severity of Blueberries Grown in South Mississippi. *International Journal of Fruit Science*, 8:173-181..
- Szmagara M. (2009). Biodiversity of fungi inhabiting the highbush blueberry stems. *Acta Scientiarum Polonorum Horticulurae*, 8: 37-50.
- Turner J.C., Liburd O.E. (2007). Insect management in blueberries in the eastern United States (<http://edis.ifas.ufl.edu/IG070>). Consulté le 14-12-2018.
- Ward N.A. (2013). Blueberry Root Rot, Extension Plant Pathologist PPFs-FR-S-19.
- Zaki A., Zentmyer G., Pettus J., Sills J., Keen N. Sing V. (1980). Borbonol from *Persea* spp.-chemical properties and antifungal activity against *Phytophthora cinnamomi*. *Physiological Plant Pathology*, 16: 205-208.