

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques

Département de biologie animale et biologie végétale



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Biologiques.

Option : Génétique et amélioration des plantes

Intitulé :

**Essais de Micropropagation *in vitro* de deux variétés
de Pomme de terre (*Solanum tuberosum L.*) :
Spunta et *Désirée* dans deux milieux différents MS et MS/2.**

Présenté par : M^{elle} KHALI Zina

Devant le jury :

Présidente : M^{me} TALEB-TOUDERT K.

Maitre assistante (B) à l'UMMTO

Promotrice : M^{me} YAKOUB-BOUGDAL S.

Professeur à l'UMMTO

Examineur : M^r ALLILI N.

Maitre de conférences (A) à l'UMMTO

Examinatrice : M^{me} BOUAZIZ-YAHIA TENE H.

Maitre assistante (A) à l'UMMTO

2014-2015

Remerciements

Mes remerciements vont à:

- ***M^{me} YAKOUB-BOUGDAL S.*** Professeur à l'Université MOULOUD MAMMERI de Tizi-Ouzou pour avoir dirigé ce travail en tant que responsable du Master ainsi que pour ses précieux conseils.
- ***Mme TALEB-TOUDERT K.*** Maitre assistante classe B à l'Université MOULOUD MAMMERI de Tizi-Ouzou pour avoir accepté d'être présidente du jury.
- ***Mr ALILI N.*** Maitre de conférence classe A à l'Université MOULOUD MAMMERI de Tizi-Ouzou pour avoir accepté de juger ce travail, pour sa disponibilité et sa précieuse aide pour la partie statistique.
- ***Mme BOUAZIZ-YAHATENE H.*** Maitre assistante classe B à l'Université MOULOUD MAMMERI de Tizi-Ouzou pour avoir accepté de faire partie du jury et d'évaluer ce travail.
- ***M^{me} TRABELSI N.*** Directrice de SAGRODEV pour m'avoir accueilli ainsi que pour sa gentillesse.
- ***M^{me} SADOUNE K.*** Responsable du laboratoire in vitro à qui je dois ma reconnaissance pour m'avoir fourni un certain nombre de documents et pour ces précieux conseils.
- ***Mr KACI K.*** pour sa disponibilité et pour m'avoir communiqué ses connaissances.
- ***Mlle HANACHI T.*** pour m'avoir soutenu et guidé tout au long de mon stage.

À la mémoire de ma mère

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIÈRES

Liste des tableaux

Liste des figures

INTRODUCTION 1

1^{ère} Partie : Analyse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur la pomme de terre

1. Origine de la pomme de terre.....	3
2. Taxonomie et origine génétique.....	4
3. Description Botanique.....	5
3.1. Description de l'Appareil aérien.....	6
3.1.1. Inflorescences et fructifications.....	7
3.1.2. Feuilles.....	7
3.1.3. Tiges.....	8
3.2. Description de l'Appareil souterrain.....	8
3.2.1. Racines.....	8
3.2.2. Tubercules.....	8
4. Cycle de reproduction et physiologie.....	10
4.1. Cycle sexué.....	10
4.2. Cycle végétatif.....	10
4.2.1. Dormance.....	10
4.2.2. Germination.....	11
4.2.3. Croissance.....	11
4.2.4. Tubérisation.....	11
5. Les exigences de la plante.....	13
5.1. Exigences climatiques.....	13
5.1.1. La température.....	13
5.1.2. La lumière.....	13
5.1.3. La photopériode.....	13
5.1.4. L'alimentation en eau.....	13
5.2. Exigences édaphiques.....	14
5.2.1. Structure et texture du sol.....	14
5.2.2. pH.....	14

5.2.3. Salinité.....	14
5.2.4. Exigences en éléments fertilisants.....	15
6. Maladies et ravageurs de la pomme de terre	15
6.1. Maladies cryptogamiques.....	15
6.2. Maladie bactériennes	16
6.3. Maladies virales.....	17
6.4. Insectes et ravageurs.....	17
7. Valeurs nutritionnelles	17
8. Production de la pomme de terre.....	19
8.1. Production mondiale	19
8.2. Production de la pomme de terre en Algérie	20

Chapitre II : La culture in vitro

1. Historique de la culture in vitro.....	23
2. Les catégories de la culture in vitro	24
2.1. La multiplication Conforme	24
2.1.1. La micropropagation	24
2.1.2. La microtubérisation	25
2.1.3. Culture de méristèmes	25
2.1.4. Embryogenèse somatique.....	25
2.1.5. Conservation.....	26
2.2. La multiplication non conforme	26
2.2.1. Haplométhodes	26
2.2.2. Variation somaclonale.....	27
3. Transformations génétiques	27
3.1. Hybridation interspécifique	27
3.2. Culture et fusion de protoplastes	28
3.2.1. Culture de protoplastes	28
3.2.2. Fusion de protoplastes	28

2^{eme} Partie : Etude expérimentale

Chapitre III : Matériels et méthodes

1. Objectifs du travail	29
2. Matériel végétal.....	29
2.1. Caractères descriptifs des variétés.....	29
2.1.1. Variété <i>Désirée</i>	29
2.1.2. Variété <i>Spunta</i>	31
3. Matériel et produits utilisés dans l'expérimentation	32

4. Préparation du matériel végétal pour la production des germes	33
5. Méthode de travail.....	33
5.1. Préparation des solutions-mères des milieux de culture	33
5.1.1. Éléments minéraux	34
5.1.2. Éléments organiques	36
5.2. Préparation du milieu de culture	37
5.3. Préparation du matériel végétal.....	37
5.3.1. Stérilisation du matériel végétal	37
5.3.2. Découpage des germes en boutures	38
5.4. Repiquage des implants en tubes	39
5.4.1. Conditions aseptiques.....	39
5.4.2. Technique de repiquage	39
5.4.3. Conditions de la chambre de culture	40
6. Observations réalisées pendant les étapes d'expérimentation.....	40
7. Analyse statistique.....	41

Chapitre IV : Résultats et discussion

1. Résultats	42
1.1. Analyse descriptive des résultats.....	42
1.1.1. Variation de la longueur moyenne de la tige en fonction de la variété	42
1.1.1.1. Dans le milieu MS	42
1.1.1.2. Dans le milieu MS/2.....	45
1.1.2. Variation du nombre de feuilles	49
1.1.2.1. Dans le milieu MS.....	49
1.1.2.2. Dans le milieu MS/2.....	51
1.2. Analyse statistique.....	56
1.2.1. Effet des facteurs étudiés.....	60
1.2.2. Liaison entre la longueur des tiges des vitro plants et leur nombre de feuilles.....	61
2. Discussion	63
CONCLUSION.....	66

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Abstract

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Micronutriments d'une pomme de terre crue, non épluchée, 213g (U.S. National Nutrient Database).....	19
Tableau II : Principaux producteurs de pommes de terre, 2007 FAO (2007)	20
Tableau II : Evolution de la production de pommes de terre de consommation 1990-2010 (MADR, 2011)	21
Tableau IV: Description de la variété <i>Désirée</i>	31
Tableau V : Description de la variété <i>Spunta</i>	32
Tableau VI : Composition en éléments minéraux de milieux de culture utilisés	35
Tableau VII: Solution vitaminique de MS	37
Tableau VIII : Analyse descriptive des longueurs de tiges et des nombre de feuilles en fonction des variétés et des milieux.	56
Tableau IX : Analyse descriptive des longueurs de tiges et des nombre de feuilles en fonction de toutes les variétés et milieux confondus.....	58
Tableau X: Effet des paramètres «variété» et «milieu» selon les longueurs des tiges et le nombre de feuilles	60
Tableau XI : Niveau de confiance théorique relatif à notre échantillon total n=80.....	61

LISTE DES FIGURES

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Morphologie de la plante de la pomme de terre (Oswaldo, 2010).....	6
Figure 2 : Description des inflorescences et fructifications (VANDERHOFSTADT et JOUAN, 2009).....	7
Figure 3 : Description du tubercule (VANDERHOFSTADT et JOUAN, 2009).....	9
Figure 4 : Coupe longitudinale d'un tubercule de pomme de terre.....	9
Figure 5 : Cycle de production de <i>Solanum tuberosum L.</i> (Delaplace, 2007).	12
Figure 6 : Représentation graphique de la composition biochimique moyenne d'un tubercule de pomme de terre (<i>Solanum tuberosum L.</i>). Les valeurs sont exprimées en pourcentage de la matière fraîche totale (ANONYME, 2002).	18
Figure 7 : Variété Désirée a: entière, b: coupe longitudinale, c: germe.	30
Figure 8: Variété Spunta a: entière, b: coupe longitudinale, c: germe.	31
Figure 9 : Comparaison du pourcentage des constituants relatifs a chaque milieu.....	36
Figure 10 : Schéma de la technique de la micropropagation.....	38
Figure 11 : Hotte stérile à flux laminaire horizontale	39
Figure 12 : Repiquage de plantules de la variété Spunta	40
Figure 13 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS..	42
Figure 14 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS.	43
Figure 15 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS	43
Figure 16 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur milieu MS	44
Figure 17 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS/2	45
Figure 18 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS/2	46

Figure 19 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS/2	46
Figure 20 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS/2	47
Figure 21 : Comparaison de la longueur de tige au 28 ^{ème} jour de repiquage dans les deux milieux de culture.	48
Figure 22 : Comparaison des longueur de tiges au 28 ^{ème} jour de repiquage pour les deux variétés de pomme de terre.....	48
Figure 23 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS	49
Figure 24 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS	50
Figure 25 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS	50
Figure 26 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS	51
Figure 27 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS/2	52
Figure 28 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS/2	53
Figure 29 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS/2	53
Figure 30 : Variation du nombre de feuilles des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS/2	54
Figure 31 : Longueur moyenne des entre nœud au 28 ^{ème} jour des variétés <i>Spunta</i> et <i>Desirée</i> dans les deux milieux de culture.....	55
Figure 32 : Echelle des longueurs moyennes de tiges des deux variétés	59
Figure 33 : Echelle des longueurs moyennes de tiges des deux milieux.	59
Figure 34 : Corrélation entre la longueur de la tige et le nombre de feuilles.....	62

INTRODUCTION

Parmi les productions agricoles, la pomme de terre est considérée comme l'une des plus importantes en raison de sa place dans l'alimentation humaine, de sa valeur nutritive et de son goût raffiné.

La pomme de terre est une source importante de glucides qui se présente principalement sous forme de féculé, mais aussi de protéines et de vitamines. Ses qualités nutritives et sa facilité de culture font qu'elle est devenue l'un des aliments de base de l'humanité, figurant parmi les légumes et féculents les plus consommés (Anonyme, 2007).

C'est un légume apprécié par toutes les tranches d'âge si bien que les belges ont choisis les frites comme étant leur plat national. C'est un légume qui se prépare facilement et rapidement. Il existe un très grand nombre de recettes à base de ce légume.

La pomme de terre est cultivée par plus de 150 pays sur une superficie de 20 millions d'hectares. La pomme de terre occupe le quatrième rang mondial après le Riz, le Blé et le Maïs. Elle présente un excellent rendement comparé aux autres cultures (Nouad, 2008).

La production mondiale est passée de 303 millions de tonnes à 325 millions de tonnes entre 1997 et 2007. Il faut noter que la production des pays en voie de développement est passé de 135 millions à 165 millions de tonnes; soit une augmentation de plus de 22%. On remarque donc, pour la même période, la production des pays développés a régressé et celle des pays en développement a enregistré une continuelle croissance (Amirouche, 2008).

Selon Nouad (2008), 100.000 ha sont réservés annuellement à la production de la pomme de terre en Algérie, soit 27% de la superficie totale consacrée aux cultures maraichères. La production de l'année 2007 a été de 14.210.088 q soit 24% de la production totale maraichère, avec un rendement moyen de 120 q/ha pour une valeur estimée à 52 milliards de Dinars Algérien. Avec un besoin de 60 kg habitant/an, la pomme de terre reste un produit de base pour le consommateur Algérien.

La production du pays a augmenté de 54,57% entre la moyenne annuelle de la période 2000/2007 et celle de la décennie 1991/2001. Le volume de production moyen annuelle passe de 10,6 millions de quintaux pour la période 1991/2000 à 16,4 millions de quintaux durant la dernière période 2000/2007. La superficie moyenne annuelle oscille autour de 84,000 hectares (Omari, 2008). Tous ces éléments nous permettent de dire que la culture de la pomme de terre

a enregistré une intensification de la production durant les deux dernières décennies. Néanmoins, les niveaux de rendements par hectare en moyenne nationale peuvent être encore améliorés. Il faut remarquer, que certaines régions du pays (Ain Defla, Bouira, Mostaganem, Maskara et El Oued) ont réalisé d'excellents rendements avec un chiffre dépassant 200 q/ha (Omari, 2008).

Mais la croissance démographique rend l'augmentation de la production indispensable pour couvrir les besoins nationaux en pomme de terre sans avoir recours à l'importation. L'importation des semences de pomme de terre n'est pas une solution. Les pays fournisseurs de semences ne nous fournissent pas toujours des semences répondant aux qualités demandées et au moment voulu, donc la production des semences de pomme de terre en Algérie est une nécessité absolue (Fouarge, 1994).

Les techniques de production de plants doivent également être maîtrisées. Pour cette raison, la culture *in vitro* reste la plus avantageuse. Cette technique permet l'obtention de semences satisfaisantes sur le plan quantitatif et qualitatif. Elle permet de réduire les dégâts dus aux maladies transmissibles, notamment les maladies virales (Chauvin et al., 2008).

Dans cette perspective, notre modeste contribution vise à connaître et à mettre en valeur les avantages et l'utilité de la technique des cultures *in vitro* dans la production de plant de pomme de terre (*Solanum tuberosum L.*). Notre travail vise à comparer la croissance et la productivité de deux variétés de pomme de terre (*Spunta* et *Désirée*) en fonction de deux milieux de culture. Il vise également à mettre au point une méthode permettant de produire en Algérie des semences de pomme de terre d'une bonne qualité sanitaire, conformes à la variété, aussi rapidement que possible et à moindre coût.

Ce travail est structuré en deux parties, la première partie représente des rappels bibliographiques sur la pomme de terre et la culture *in vitro*. La deuxième partie présente le matériel et les méthodes utilisées, les essais réalisés, ainsi que les résultats obtenus et leurs interprétations.

1^{ere} PARTIE :

Analyse bibliographique

Chapitre I :

Généralités sur la

Pomme de terre

1. Origine de la pomme de terre

L'origine du *Solanum tuberosum* remonte aux variétés locales des Andes et du Chili qui furent mises au point par des agriculteurs précolombiens (8000 à 9000 ans avant Jésus Christ). Ces variétés locales présentent une extraordinaire diversité morphologique et génétique. Elles sont présentes dans toute la cordillère des Andes, depuis l'ouest du Venezuela jusqu'au Nord de l'Argentine, de même que dans le Sud du Chili. L'identité des espèces sauvages à l'origine de ces espèces locales est depuis longtemps débattue. Cependant, toutes les hypothèses tournent autour d'un groupe d'environ 20 espèces morphologiquement semblables, appelé « complexe du *Solanum brevicaulis* » (Correll, 1962 ; Grun, 1990 ; Miller et Spooner, 1999 ; Ugent, 1968 ; Van en Berg *et al.*, 1998).

Le *S. Tuberosum* subsp. *Andigena* a été observé pour la première fois à l'extérieur de l'Amérique du Sud en 1567, aux îles Canaries (Hawkes et Francisco-Ortega, 1993 ; Ríos *et al.*, 2007). En 1573, cette sous-espèce a été observée en Espagne continentale (Hawkes, 1990 ; Hawkes et Francisco-Ortega, 1992 ; Romans, 2005). Le *S. Tuberosum* subsp. *Andigena* a été adapté, par sélection, au climat des latitudes européennes. Les formes ainsi obtenues sont aujourd'hui connues sous le nom de *S. Tuberosum* subsp. *Tuberosum* (ou *S. Tuberosum*).

Depuis l'Europe, le *S. Tuberosum* a été transporté jusqu'en Amérique du Nord. Il pourrait avoir été transporté initialement de l'Angleterre aux Bermudes en 1613, puis des Bermudes au continent Nord-Américain en 1621, selon l'hypothèse privilégiée par Laufer (1938) et Hawkes (1990). Le *S. Tuberosum* était présent en Inde en 1610 et en Chine continentale en 1700 (Sauer, 1993). Il a été apporté en Nouvelle-Zélande par le capitaine Cook en 1769, et présentait un intérêt agricole pour les indigènes Maori en 1840 (Sauer, 1993). Les missionnaires pourraient avoir joué un rôle crucial dans la dissémination mondiale du *S. Tuberosum* depuis l'Europe (Laufer, 1938 ; Sauer, 1993).

En Algérie, la pomme de terre a probablement, été introduite une première fois au XVIème siècle par les Maures andalous qui ont propagé d'autres cultures : Tomate, Poivron, Maïs, Tabac... puis, elle est tombée dans l'oubli n'ayant pas suscité d'intérêt. Dans la deuxième moitié du XIXème siècle, les colons vont la cultiver pour leur consommation personnelle, car les algériens y sont réticents. C'est la dernière grande famine des années 1930 à 1940 qui viendra à bout de cette opposition (Meziane, 1991).

2. Taxonomie et origine génétique

La Pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.) appartient à la famille des Solanacées, genre *Solanum* (Quezel et Santa, 1963). Elle comprend 1000 espèces dont plus de 200 sont tubéreuses (Doré et al., 2006 ; Hawkes, 1990). Autrefois, les botanistes considéraient que la pomme de terre était issue d'une plante sauvage unique, l'espèce *S tuberosum*. Dès 1929, les botanistes avaient montré que cette origine était plus complexe et que l'on retrouvait parmi les ancêtres des espèces de pomme de terre cultivés, des plantes sauvages différentes (Rousselle et al., 1992 ; Doré et al., 2006).

L'espèce cultivée dans nos régions, *Solanum tuberosum* L. subsp. *Tuberosum* comprend plusieurs centaines de variétés différentes par la forme, la couleur, la texture ou encore par le contenu en amidon des tubercules (Quezel et Santa, 1963).

Position taxonomique (USDA, NRCS, 2010).

Règne :	Plantes (règne végétal)
Sous-règne :	Trachéobiontes (plantes vasculaires)
Super-embranchement :	Spermatophytes (plantes à graines)
Embranchement :	Magnoliophytes (plantes à fleurs)
Classe :	Magnoliopsides (dicotylédones)
Sous-classe :	Astéridées
Ordre :	Solanales
Famille :	Solanacées
Sous-famille :	Solanoïdées
Genre :	<i>Solanum</i> L.
Section :	<i>Petota</i>
Sous-section :	<i>Potatoe</i>
Série :	<i>Tuberosa</i>
Espèce :	<i>Solanum tuberosum</i> L.

L'espèce *Solanum tuberosum* ($2n = 48$) a été placée dans la section *Tuberarium*, de la série *Tuberosum*, du genre qui contient les espèces capables de produire des tubercules à partir de tiges souterraines. La section *Tuberarium* comprend un très grand nombre d'espèces variables morphologiquement; si bien qu'il est difficile de se mettre d'accord sur le nombre d'espèces. Certains, comme Corell, (1962) et Hawkes, (1966), classent près de 159 espèces réparties dans 17 séries différentes.

Tandis que d'autres, comme Ugent, (1966), n'en reconnaissent que 36 espèces. Actuellement, seulement une quinzaine de ces espèces sont impliquées dans l'évolution de la pomme de terre.

La synthèse de Grun, (1990) et les recherches évolutives de Gepts, (1993) sont quant à elles, basées sur la biologie moléculaire. Ces derniers proposent l'évolution indépendante de ces deux sous-espèces de pomme de terre cultivées:

La première: *S. tuberosum* ssp. *andigena* ($2n=48$) dans l'Altiplano bolivien-péruvien

La seconde : *S. tuberosum* ssp. *tuberosum* ($2n=48$) au sud du Chili, dans les régions de l'île de Chiloe.

3. Description Botanique

La plante est une espèce herbacée vivace par ces tubercules mais cultivée en culture annuelle (Rousselle et *al.*, 1996). Elle comporte à la fois des tiges aériennes et des tiges souterraines (Darpoux et Debelley, 1967). Les mâles sont stériles (environ 1/3 des variétés). Les fruits sont des baies qui peuvent contenir jusqu'à 200 graines. Les tubercules sont à la fois l'organe de multiplication et de consommation. Tous ses caractères morphologiques sont très variables et sont une caractéristique variétale plus ou moins influencée par le milieu (Gallais et Bannerot, 1992).

3.1. Description de l'appareil aérien

L'appareil aérien est composé d'inflorescences, de fructifications, de feuilles et de tiges (figure.1).

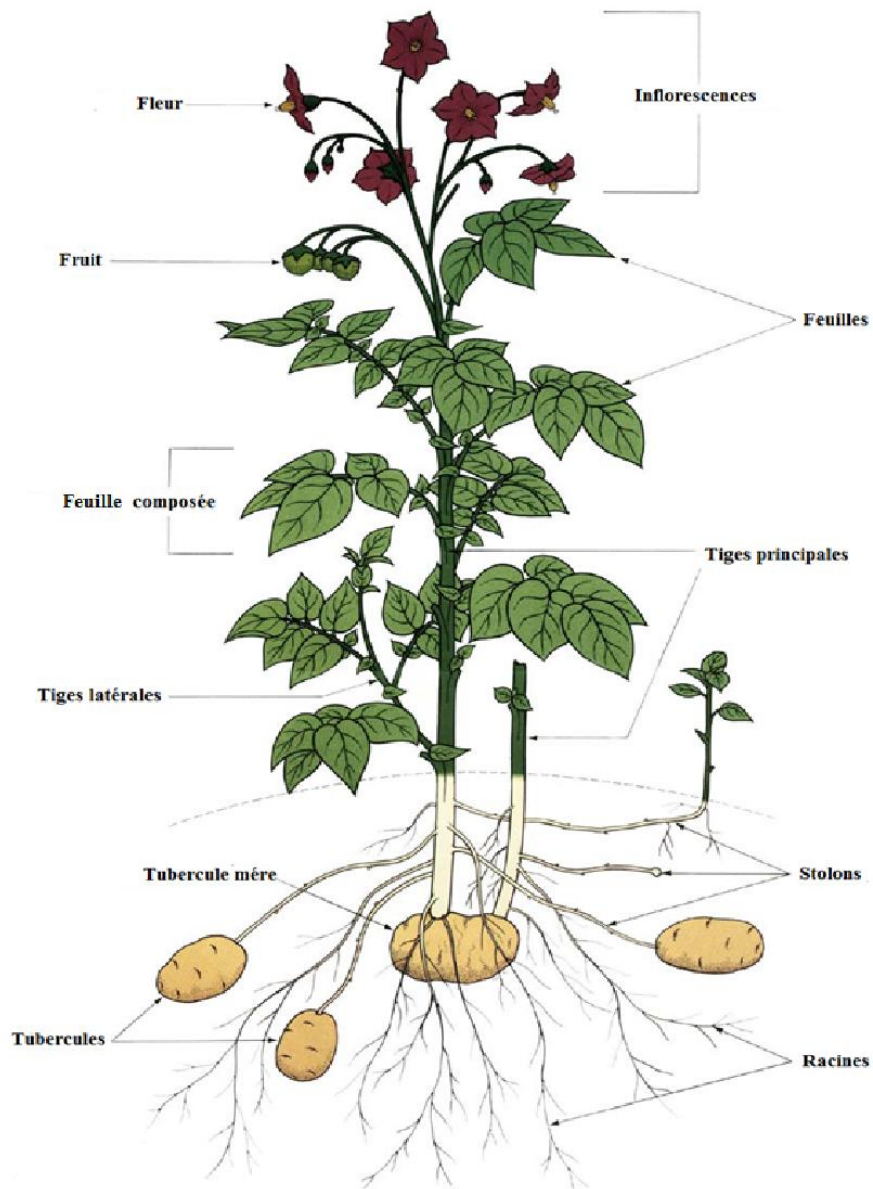


Figure 1 : Morphologie de la plante de la pomme de terre (Oswaldo, 2010).

3.1.1. Inflorescences et fructifications

Les fleurs regroupées en cyme sont rarement fructifères, toutefois l'abondance de la fructification dépend de la variété. Les fleurs sont généralement de couleur blanche, rose, bleue ou lilas violacé. En général les variétés à peau blanche ont des fleurs blanches, tandis que les variétés à peau colorée ont des fleurs colorées (Nyabyenda, 2005). Ces fleurs donnent des fruits en forme de baie contenant des graines plates et blanchâtres. Chaque baie peut contenir plusieurs dizaines de graines (figure.2). Les graines de la pomme de terre ne sont utilisées qu'en amélioration génétique afin d'obtenir de nouvelles variétés (Anonyme, 1999).

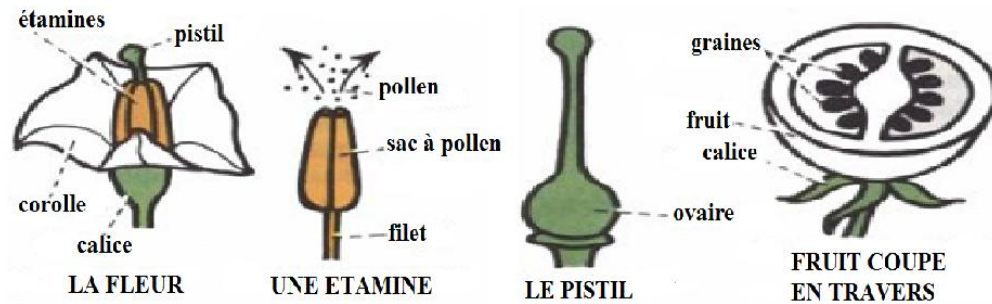


Figure 2 : Description des inflorescences et fructifications (Vanderhofstadt et Jouan, 2009).

3.1.2. Feuilles

Les feuilles sont alternes, disposées sur la tige en suivant une phyllotaxie spiralée avec une spirale génératrice tournant le plus souvent dans le sens senestre. Le port de la feuille, qui dépend de son angle d'insertion sur la tige, est un caractère variétal relativement stable. Dans toutes les parties vertes de la pomme de terre et principalement les feuilles, il y'a présence de glycoalcaloïde toxique: La solanine (Rousselle et *al.*, 1996).

Les feuilles sont composées, présentant une nervure centrale, le rachis et plusieurs folioles. Chaque rachis peut comporter plusieurs paires de folioles ainsi qu'une foliole terminale (Sauyer, 1972).

3.1.3. Tiges

Lorsque la plante germe à partir de graine, elle ne forme qu'une seule tige principale. Tandis que celle qui germe à partir du tubercule peut en produire plusieurs. Les tiges latérales se ramifient sur les tiges principales. En coupe transversale, les tiges sont rondes ou anguleuses. Sur les bords se forment souvent des ailes ou des côtes. La couleur de la tige est généralement verte mais il arrive qu'elle soit rouge-brun ou pourpre. Les tiges portent les feuilles et les bourgeons axillaires. Ces derniers peuvent se développer et former des tiges latérales, des stolons, des inflorescences ou même des tubercules aériens (Sauyer, 1972).

Le nombre de tige peut varier de 1 à 10. Elles ont un port érigé au début, puis deviennent étalées par la suite (Anonyme, 1999).

3.2. Description de l'appareil souterrain

L'appareil souterrain est constitué de racines et de tubercules.

3.2.1. Racines

La pomme de terre forme des racines à partir des nœuds situés sur la partie basse de la tige. Les racines servent à l'absorption de l'eau et des nutriments. Elles forment également des stolons qui sont des rameaux souterrains avec croissance plagiotrope, dont les extrémités se développent en tubercules. Les stolons et les tubercules sont des organes souterrains. Ils ont la capacité de synthétiser de la chlorophylle sous l'influence de la lumière (Nyabyenda, 2005). En comparaison avec d'autres cultures, le système racinaire de la pomme de terre n'est pas très développé (Rousselle et *al.*, 1996).

3.2.2. Tubercules

Du point de vue morphologique, les tubercules sont des tiges modifiées qui représentent l'organe principal de réserve de la plante de pomme de terre. Un tubercule à deux extrémités ; le talon est rattaché au stolon et à l'opposé se trouve l'extrémité apicale ou distale ou couronne (Sauyer, 1972). Il peut être de grosseur et de forme variable, allant de rond oblong, à long et plus au moins aplati selon les variétés. Il se développe à partir des bourgeons situés au niveau des yeux du tubercule (Sauyer, 1972) (figure.3).

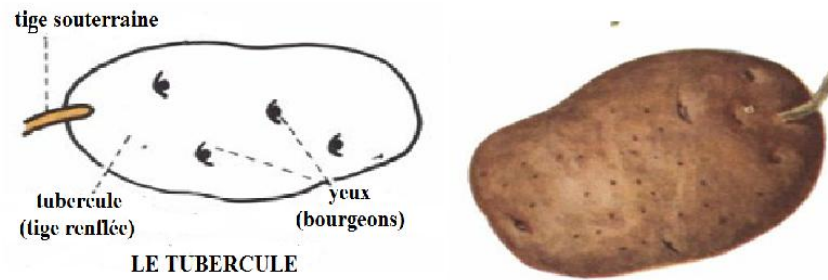


Figure 3 : Description du tubercule (Vanderhofstadt et Jouan, 2009).

Les germes peuvent être blancs ou colorés partiellement à la base, ou à l'extrémité. Ils prennent une couleur caractéristique de la variété (vert, rouge, violet, etc...) s'ils sont exposés à la lumière diffuse (Anonyme, 1999).

En coupe longitudinale d'un tubercule mature (figure.4), on distingue de l'extérieur vers l'intérieur : le péricorde, le cortex ou parenchyme cortical, l'anneau vasculaire composé de phloème externe, de xylème et de parenchyme vasculaire. On peut également remarquer la zone péri-médullaire ou parenchyme péri-médullaire contenant le phloème interne et enfin, la moelle ou le parenchyme médullaire (Rousselle et *al.*, 1996).

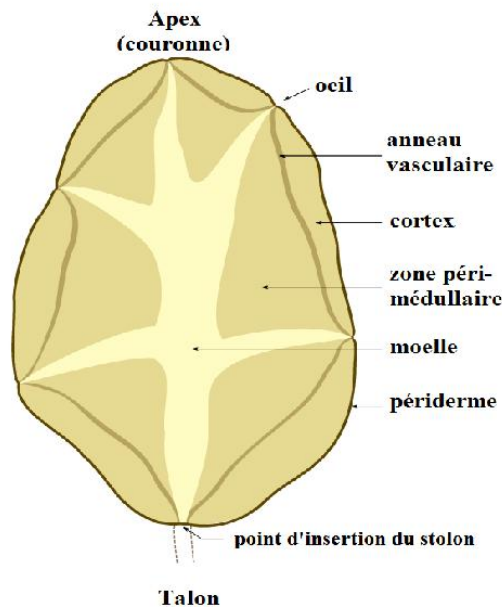


Figure 4 : Coupe longitudinale d'un tubercule de pomme de terre (Bernhards, 1998).

4. Cycle de reproduction et physiologie

La multiplication de la pomme de terre se fait par graines, par boutures ou par tubercules. Le semis (graines) ne se pratique que dans le but d'obtenir de nouvelles variétés. La multiplication par boutures se pratique lorsque nous ne disposons que de quelques tubercules de variétés méritantes et que nous désirons obtenir, la même année, avec un grand nombre de nouveaux tubercules. La multiplication la plus courante se fait par tubercules (Vreugdenhil et *al.*, 2007).

4.1. Cycle sexué

Le fruit est une baie sphérique ou ovoïde de 1 à 3 centimètres de diamètre. Il contient généralement plusieurs dizaines de graines (Bernhards, 1998), et peut contenir jusqu'à 200 graines (Rousselle et *al.*, 1992).

La pomme de terre est très peu reproduite par graines dans la pratique agricole, cependant la graine est l'outil de création variétale.

La germination est épigée et les cotylédons sont portés au-dessus du sol par le développement de l'hypocotyle. En conditions favorables, quand la jeune plante a seulement quelques centimètres de hauteur, les stolons commencent à se développer d'abord au niveau des cotylédons puis aux aisselles situées au dessus. Ceux-ci s'enfoncent dans le sol pour donner des tubercules (Bernhards, 1998).

4.2. Cycle végétatif

Le tubercule n'est pas seulement un organe de réserve, c'est aussi un organe qui sert à la multiplication végétative. Cette dernière se déroule en quatre étapes : la dormance, la germination, la croissance et la tubérisation (Peron, 2006).

4.2.1. Dormance

Après la récolte, la plupart des variétés de pommes de terre traversent une période où le tubercule ne germe pas, quelles que soient les conditions de température, d'éclairage et d'humidité. Il s'agit de la période de dormance. Sa durée dépend beaucoup de la variété et des conditions d'entreposage, et surtout de la température. Pour hâter la germination, on peut

traiter chimiquement les tubercules de semence ou les exposer alternativement à des températures élevées et basses (Mattila et Hellström, 2007).

4.2.2. Germination

Selon Ellisseche (2008), lorsqu'un tubercule est placé dans des conditions d'environnement favorables (16-20°C, 60-80% d'humidité relative) aussitôt après la fin de son repos végétatif, il commence à germer. Après une évolution physiologique interne, les tubercules deviennent capables d'émettre des bourgeons. L'évolution interne du tubercule conduit d'abord à un seul germe qui se développe lentement. C'est toujours le germe issu du bourgeon terminal qui inhibe les autres bourgeons : on parle de dominance apicale (Soltner, 2005). Ensuite un nombre de plus en plus élevé de germes démarrent, traduisant une perte progressive de la dominance apicale. Ils s'allongent lentement, se ramifient, deviennent filiformes et finissent par se tubériser (Bernhards, 1998).

4.2.3. Croissance

Une fois le tubercule mis en terre au stade physiologique adéquat (figure.5), les germes se transforment en tiges herbacées pourvues de feuilles. Dès que la surface foliaire atteint 300 à 400 cm², la plante devient autotrophe (Rousselle et *al.*, 1996). Les bourgeons axillaires donnent, au dessus du sol des rameaux, et en dessous, des stolons (Soltner, 2005).

4.2.4. Tubérisation

Le tubercule est la justification économique de la culture de pomme de terre puisqu'il constitue la partie alimentaire de la plante et en même temps, l'organe de propagation le plus fréquent.

Ce phénomène commence d'abord par un arrêt d'élongation des stolons après une période de croissance (figure.5). La tubérisation est réalisée dès que le diamètre des ébauches est le double de celui des stolons qui les portent. Outre les processus de multiplication cellulaire, le grossissement des ébauches de tubercules s'effectue par accumulation dans les tissus des substances de réserve synthétisées par le feuillage. Ce grossissement ralentit puis s'arrête au cours de la sénescence du feuillage (Bernhards, 1998).

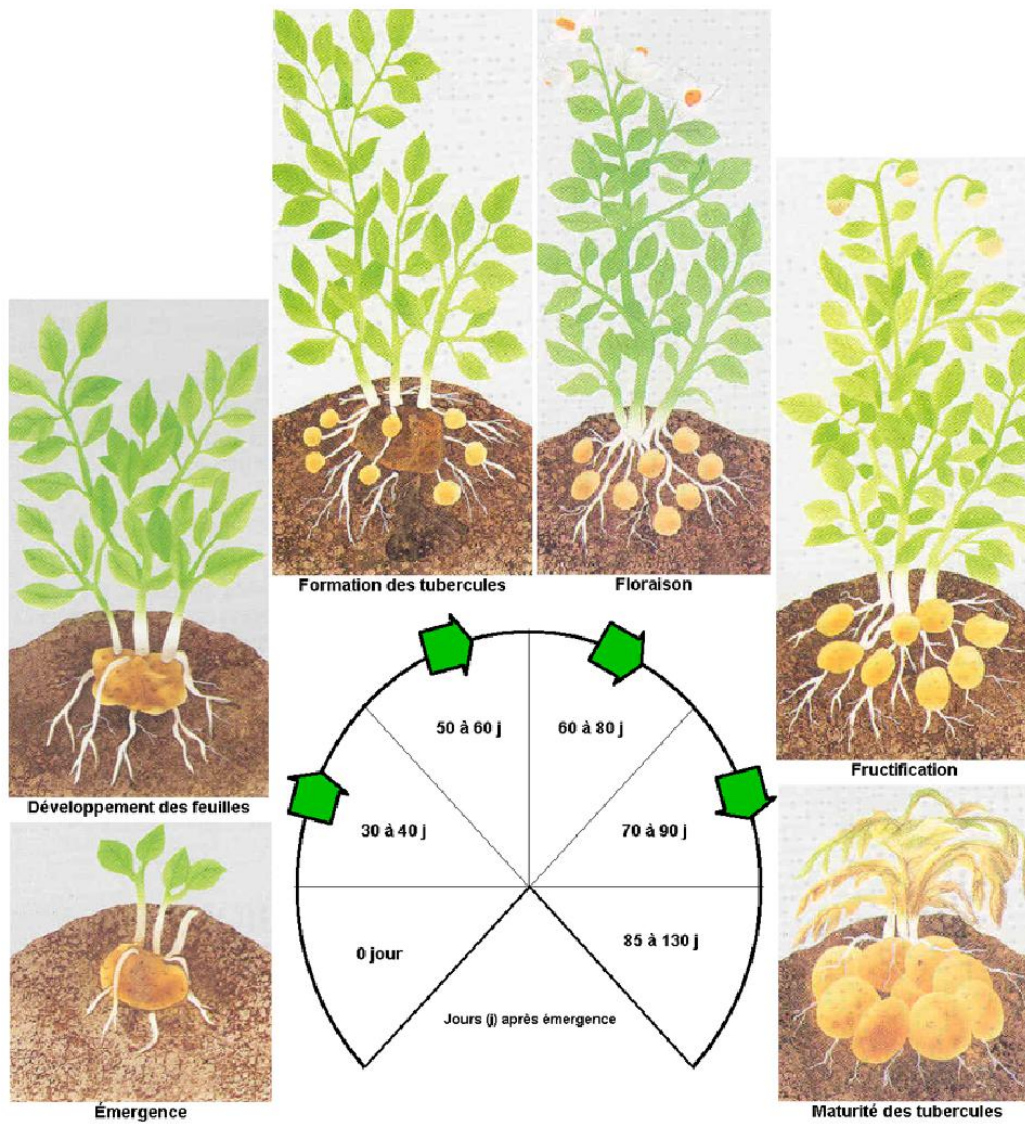


Figure 5 : Cycle de production de *Solanum tuberosum* L. (Delaplace, 2007).

5. Les exigences de la plante

Les exigences de la plante sont de type : climatiques et édaphiques.

5.1. Exigences climatiques

La pomme de terre est cultivée avec succès jusqu'à une altitude de 1000 m. Son aire d'adaptation va des régions subtropicales jusqu'aux régions plus froides. Elle se développe mieux sous les climats tempérés, humides et brumeux (Laumonnier, 1979).

5.1.1. La température

Les températures basses ont une double influence sur la plante. Elles entraînent un ralentissement de la croissance et favorise par contre l'induction de la tubérisation (Rousselle et *al.*, 1996).

Les températures élevées ont un effet contraire. Il existe des températures seuils pour la pomme de terre. Son zéro de végétation se situe entre 5°C et 7°C et sa température optimale de tubérisation est aux environs de 18°C (Gauthier, 1991).

Des températures élevées de l'ordre de 29°C perturbent la tubérisation et provoquent la repousse. Les tubercules risquent de geler à partir du moment où les températures deviennent inférieures à -2°C (Gauthier, 1991).

5.1.2. La lumière

La croissance végétative de la pomme de terre est favorisée par la longueur élevée du jour (14 à 18h). Une photopériode inférieure à 12 h favorise la tubérisation. L'effet du jour long peut être atténué par les basses températures (Rousselle et *al.*, 1996).

5.1.3. La photopériode

Driver et Hawkes (1943) remarquent qu'il y a chez la pomme de terre des variétés de jours longs, des variétés de jours courts et des variétés indifférentes.

5.1.4. L'alimentation en eau

Les besoins en eau de la pomme de terre varient au cours du cycle végétatif. Ils sont surtout importants au moment de l'initiation des tubercules. Un stress hydrique qui se manifeste à ce

stade, peut entraîner une réduction du nombre d'ébauches formées par plante, consécutive à une réduction du nombre de stolons formés par tige (Rousselle et *al.*, 1996). Ses besoins en eau, faibles en début de végétation, sont très importants au moment de la croissance foliaire et de la tubérisation. L'irrigation peut être très efficace (Soltner, 1990). La plante évapore beaucoup et par conséquent elle a besoin de grandes quantités d'eau. Dans les meilleures conditions, elle utilise 300 g d'eau pour former 1g de matière sèche.

5.2. Exigences édaphiques

Les exigences édaphiques de la pomme de terre sont regroupées de la sorte :

5.2.1. Structure et texture du sol

La plupart des sols conviennent à la culture de la pomme de terre à condition qu'ils soient bien drainés et pas trop pierreux. Les sols préférés sont ceux qui sont profonds, fertiles et meubles (Soltner, 1990).

En général, la pomme de terre se développe mieux dans des sols à texture plus ou moins grossière (texture sablonneuse ou sablo-limoneuse) que dans des sols à texture fine et battante (texture argileuse ou argilo-limoneuse) qui empêchent tout grossissement de tubercule (Rousselle et *al.*, 1996).

5.2.2. pH

Dans les sols légèrement acides (pH = 5,5 à 6), la pomme de terre peut donner de bons rendements. Une alcalinité excessive du sol peut causer le développement de la galle commune sur tubercule (Laumonnier, 1979).

5.2.3. Salinité

La pomme de terre est relativement tolérante à la salinité par rapport aux autres cultures maraîchères. Cependant, un taux de salinité élevé peut bloquer l'absorption de l'eau par le système racinaire (Laumonnier, 1979).

Lorsque la teneur en sel est élevée, le point de flétrissement est atteint rapidement. On peut réduire la salinité d'un sol en le lessivant avec une eau d'irrigation douce (Anonyme, 2007).

5.2.4. Exigences en éléments fertilisants

La pomme de terre se classe parmi les plantes très exigeantes en azote, phosphore et potassium.

L'azote est le facteur déterminant du rendement de la culture. Il favorise dans un premier temps le développement du feuillage, puis la formation et le grossissement des tubercules. L'acide phosphorique est un facteur de précocité et favorise le développement racinaire. De plus, les besoins en calcium, magnésium et soufre sont généralement notables. Finalement, elle est sensible à une carence en magnésium qui se manifeste par un jaunissement entre les nervures des feuilles (Rousselle et *al.*, 1996).

I.6. Maladies et ravageurs de la pomme de terre

Comme toutes les cultures, la pomme de terre est soumise à l'attaque de plusieurs maladies et ravageurs occasionnant parfois des dégâts importants.

Les pertes totales subies par la culture de la pomme de terre sont de 32,3% dont :

- 21,8% sont imputables aux maladies fongiques, bactériennes et virales ;
- 6,5% sont attribuées aux insectes ;
- 4% sont occasionnés par les adventices (Laumonier, 1979).

En Algérie, nous répertorions principalement trois types de maladies : cryptogamiques, bactériennes et virales. De plus, notre pomme de terre est attaquée par différents insectes et rongeurs. Ce qui suit explique plus en détail ces éléments.

I.6.1. Maladies cryptogamiques

Les maladies cryptogamiques les plus répandues en Algérie sont les suivantes :

Mildiou de la pomme de terre : l'ennemi du tubercule à l'échelle mondiale. Il est dû à une moisissure aquatique, (*Phytophthora infestans*), qui détruit feuilles, tiges et tubercules.

Alternariose : L'alternariose est provoquée par les champignons (*Alternaria solani*) et (*A. alternata*). La maladie provoque surtout des dégâts en climat continental, chaud et sec, mais est accentuée en culture irriguée. Ses symptômes sont les suivants :

-Au niveau des feuilles : Il y'a la présence de tâches nécrotiques, bien délimitées, de taille variable, situées plutôt sur les feuilles du bas. Nous remarquons la présence d'anneaux concentriques sur les tâches importantes.

-Au niveau des tubercules : Elle se caractérise par la pourriture brune à noire, très sèche, assez typique, avec présence d'une dépression (Casselle, 1987).

Rhizoctone noir : Il est provoqué par un champignon (*Rhizoctonia solani*), qui se développe à partir des sclérotés noirs fixés sur le tubercule-mère ou présents dans le sol. Ces sclérotés constituent la forme de conservation du champignon. Les tubercules contaminés portent à la surface de petits amas noirs très durs, appelés sclérotés, qui sont très visibles sur les tubercules lavés (Soltner, 1990).

Fusariose (la pourriture sèche) : Elle est provoquée par des champignons du genre *Fusarium* (notamment *Fusarium caeruleum*). Cette maladie peut exceptionnellement être observée dès la récolte. En général, elle se manifeste en cours de conservation, provoquant la destruction du tubercule (Bernhards, 1998).

Le tubercule et la terre contaminés véhiculent le champignon et deviennent les vecteurs de propagation (Augé et Boccon-Gibob, 1989). La propagation se fait également durant l'étape de conservation. En effet, le champignon, sous forme de chlamydozoospores, peut aussi se conserver et résister dans les locaux de conservation et sur le matériel contaminé.

Verticilliose : deux champignons (*Verticillium albo-atrum* et *Verticillium dahlia*) sont responsables de cette maladie.

Les symptômes en végétation s'expriment tardivement. Dans un premier temps, il y a jaunissement des feuilles suivi par un flétrissement du feuillage qui se généralise ensuite à l'ensemble de la plante. Les feuilles flétries brunissent, tombent ou restent fixées à la tige qui conserve une couleur verte.

L'inoculum provient du sol, de l'eau d'irrigation ou de ruissellement. L'infection peut se produire par les racines, les blessures et les germes (Cired-Gret, 2002).

I.6.2. Maladies bactériennes

Les maladies bactériennes les plus répandues en Algérie sont les suivantes :

Gale commune : (*Streptomyces scabies*) Les symptômes de la gale commune se manifestent uniquement en surface des tubercules et dépendent de divers facteurs, dont le type de souche de gale commune, la variété et les conditions climatiques (Yves, 1984).

Flétrissement bactérien des solanacées : Il est causé par un pathogène bactérien. Il provoque de graves pertes dans les régions subtropicales et tempérées (Augé et Boccon-Gibob, 1989).

Jambe noire de la pomme de terre : c'est une infection bactérienne (*Erwnia carotovora*) qui provoque la pourriture des racines dans le sol et durant le stockage.

6.3. Maladies virales

En Algérie, les virus suivants ont été détectés sur les pommes de terre (INPV, 2011).

Virus Y (*polyvirus*) ou PVY : il cause une marbrure ou mosaïque nécrosante sur feuilles on peut lutter contre ce virus en utilisant des semences saines.

Virus de l'enroulement ou PLRV : il cause un léger enroulement des feuilles qui se décolorent et deviennent vert pâle puis jaune avec une face inférieure violacée.

Virus X (*potexvirus*) ou PVX : il cause une mosaïque rigoureuse sur feuilles on peut lutter contre ce virus en éliminant les foyers d'infection primaire.

Virus de la mosaïque de la luzerne AMV : cause une mosaïque calico : jaune brillant en forme de tacheture. Nous pouvons lutter contre ce virus en agissant contre les vecteurs (pucerons notamment).

6.4. Insectes et ravageurs

Les insectes et ravageurs les plus reconnus, qui altèrent la pomme de terre en Algérie, sont les suivants (Augé et Boccon-Gibob, 1989) :

Les Pucerons (*Mysus persicae*, *Aulacortum solani*, *Macrosiphum euphorbiae*).

La Teigne (*Photmea operculilla*).

Les Noctuelles (*Spodoptera littoralis*, *Spodoptera exigna*).

Le Doryphore (*Leptinotarsa decemlineata*).

Les Nématodes Gallicoles (*Meloidoyne spp*).

7. Valeurs Nutritionnelles

La pomme de terre est une source de sucre par l'amidon qu'elle contient. 100g de pomme de terre cuite à l'eau fournit 18 à 20 g d'amidon (figure.6). Elle est également riche en fibres, qui favorisent l'impression de satiété. Elle contient également des vitamines telles que les vitamines B1, B2, B3, B6,C et des oligo-éléments, tel que le fer (tableau I) (Rousselle et *al.*, 1996).

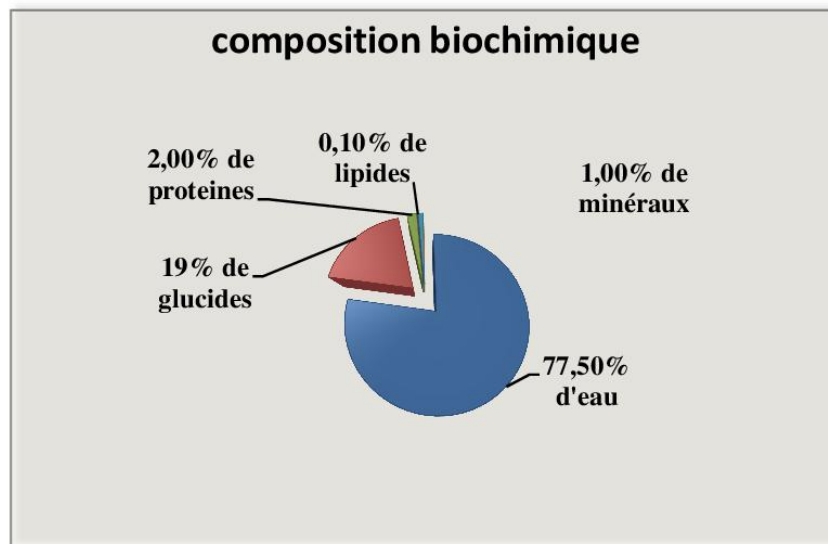


Figure 6 : Représentation graphique de la composition biochimique moyenne d'un tubercule de pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.). Les valeurs sont exprimées en pourcentage de la matière fraîche totale (Anonyme, 2001).

Tableau I : Micronutriments d'une pomme de terre crue, non épluchée, 213g (USNDA).

Eléments	Quantités
Valeur énergétique	86 KCAL
Glucides	19g
Protéines	2g
Lipides	0.1g

Minéraux	Quantités		Vitamines	Quantités
Potassium	410mg		B1	0.11mg
Magnésium	27mg		B2	0.04mg
Fer	0.8mg		B3	1.2mg
Manganèse	0.17mg		B6	0.2mg
Cuivre	0.16mg		C	13mg

Pour ces raisons, elle est largement utilisée dans l'alimentation humaine. Elle occupe une grande place dans la production agricole aussi bien dans les pays développés que dans les pays en voie de développement.

8. Production de la pomme de terre

8.1. Production mondiale

La pomme de terre est la quatrième production vivrière mondiale (après le Riz, le Blé, le Maïs) mais, est la première production mondiale non céréalière. La pomme de terre s'adapte à

Chapitre I : Généralités sur la Pomme de terre

des situations très diverses. Elle s'adapte aussi bien aux différents climats, aux différentes saisons et aux différentes altitudes (Mattila et Hellström, 2007).

Elle joue un rôle clé dans le système alimentaire mondial. La production mondiale a atteint le chiffre record de 33 millions de tonnes en 2009 (FAOSTAT). Dans les pays développés, la consommation de pommes de terre augmente considérablement et représente plus de la moitié de la récolte mondiale. Comme elle est facile à cultiver et que sa teneur énergétique est élevée, c'est une culture commerciale précieuse pour des millions d'agriculteurs.

Selon la FAO (2007), au cours des vingt prochaines années, la population mondiale devrait croître de plus de 100 millions d'habitants par an, dont plus de 95% dans les pays en développement, où la pression sur la terre et l'eau est déjà très forte. Le défi principal que doit relever la communauté internationale consiste, par conséquent, à garantir la sécurité alimentaire des générations présentes et futures, tout en protégeant la base des ressources naturelles dont nous dépendons tous. La pomme de terre est un des éléments clé sur lequel les efforts sont déployés pour relever ces défis (tableau II).

Tableau II : Principaux producteurs de pommes de terre, FAO (2007).

Producteurs	Production en 2007 (million de tonnes)
Production mondiale	325,300 000
Chine	72 040 000
Russie	36 784 200
Inde	26 280 000
Etats-Unis	20 373 267
Ukraine	19 102 300
Pologne	11 643 769
Allemagne	11 604 500
Bélarus	8 743 976
Pays-Bas	7 200 000
France	6 271 000

8.2. Production de la pomme de terre en Algérie

La pomme de terre occupe une place de choix dans le modèle de consommation des algériens. La consommation progresse à des rythmes plus élevés (tableau III) que l'accroissement démographique. La consommation était de 25kg/an/habitant, dans les années 60. Elle passe à une moyenne de 40kg/an/habitant dans les années 80, pour se situer à plus de 60kg/an/habitant ces dernières années (MADR).

L'année 2010 a enregistré un niveau de disponibilités de l'ordre de 90,7 kg/an/habitant. C'est un chiffre très élevé qui nous renseigne sur la disponibilité et non pas sur la consommation réelle. En réalité, le système d'information nationale nous renseigne que sur la production ; il n'existe pas de source statistique pertinente sur la consommation et sur les volumes des ventes.

Tableau III : Evolution de la production de pommes de terre de consommation 1990-2010 (MADR, 2011).

Années	Production en tonnes
1990	808 541
1992	1 157 520
1994	715 936
1996	1 150 000
1998	1 100 000
2000	1 207 690
2002	1 333 465
2004	1 896 270
2006	2 180 961
2008	2 171 058
2010	3 300 312

Chapitre I : Généralités sur la Pomme de terre

L'Algérie occupe la deuxième place, après l'Égypte, dans la production de la pomme de terre en Afrique pour l'année 2010, selon un rapport de la FAO (2010).

Les chiffres présentés dans le rapport indiquent que la production nationale a dépassé le seuil de trois millions de tonnes durant l'année 2010. Elle est cultivée sur une superficie estimée à 126 milles hectares. La moyenne du rendement à hectare a atteint 26 tonnes. L'Égypte quant à elle réserve une superficie de deux millions d'hectares pour cultiver ce légume. Sa production est estimée à 4 millions de tonnes pour la même année (Reust, 1982).

Chapitre II :

La culture *in vitro*

La multiplication végétative est un mode de reproduction qui se déroule en dehors des phénomènes de sexualité et qui permet la propagation d'individus génétiquement identiques (Robert et *al.*, 1998). Ce phénomène ne fait pas intervenir la méiose. Il fait appel à un autre processus très strict de division cellulaire, sans remaniement du nombre de chromosomes: la mitose (Correll, 1962) La multiplication végétative s'effectue naturellement et artificiellement.

La pomme de terre est une plante modèle pour l'application des cultures *in vitro* et de toutes les techniques qui en découlent.

1. Historique de la culture in vitro

En 1850, il y a donc plus de 130 ans, Claude Bernard formulait les principes théoriques de la création d'un système artificiel dans lequel les organes pourraient survivre hors de l'influence de l'organisme entier. Cette orientation de recherche qui a lentement débuté, a permis de grands développements à la biologie (Nozeran et Bancilhon, 1972).

La première culture indéfinie des tissus végétaux à été réalisée il y a 70 ans. C'est au printemps 1939 que Roger Jean Gautheret réussit des cultures indéfinies de tissus végétaux normaux de carotte dont l'activité est maintenue jusqu'à nos jours, grâce à des repiquages réguliers.

Dés, 1941, on pouvait obtenir des plantes entières à partir de petits fragments d'organes ou de colonies tissulaires. L'enracinement de ces derniers ne posait aucun problème grâce aux auxines rhizogènes dont leur utilisation et mécanisme d'action était connu depuis assez longtemps (Margara, 1984).

En 1955, la découverte de la kinétine, substance douée d'une puissante activité caulogène, puis d'autres cytokinines ont permis l'induction de la néoformation de bourgeons adventifs. Cette multiplication végétative *in vitro* fut enfin maîtrisée par la mise au point à partir de 1962 de solutions minérales particulièrement appropriées (Murashige et Skoog).

En 1984, Yakoub-Bougdal a étudié des radiations rouges sur des méristèmes et sur des embryons en culture *in vitro* chez le palmier dattier (*Phoenix Dactylifera L.*), approches quantitatives.

En 1987, Yakoub-Bougdal a étudié des inductions morphogénétiques chez le palmier dattier (*Phoenix Dactylifera L.*) en culture *in vitro*. Analyses cytophotométrique et autoradiographique.

En 2005, Yakoub-Bougdal a étudié la morphogenèse *in vitro* du palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*). Et de l'olivier (*Olea europea L. var. Chemlal*).

2. Les catégories de la culture in vitro

La pomme de terre est une plante modèle pour l'application des cultures *in vitro* et de toutes les techniques qui en découlent. Elles peuvent être regroupées en deux grandes catégories : la multiplication conforme et la multiplication non conforme (Camble et Reec, 2004).

2.1. La multiplication conforme

Il s'agit d'un mode de multiplication conduisant à des individus pourvus du même stock d'information héréditaire que la plante dont ils sont issus (Nozeran et Bancilhon, 1972).

2.1.1. La micropropagation

La micropropagation *in vitro* apporte un progrès considérable par rapport aux méthodes traditionnelles avec un taux de multiplication de 100 à 1000 fois plus élevé. Cette technique permet la multiplication végétative de plusieurs plantes alimentaires, médicinales et horticoles. Cette technique consiste en une prolifération des bourgeons axillaires préexistants sur l'explant mère. Ceci offre une grande garantie de conformité génétique et une bonne stabilité des caractères au cours des repiquages successifs (Zryd et *al.*, 1988). Elle est employée pour la production de pomme de terre de semence et pour la collection et la distribution du germoplasme dans le monde entier. A cette fin, des vitroplants indemnes de virus sont utilisés comme produit initial (Bretaud, 2006).

L'analyse moléculaire des vitroplants propagés a prouvé que la micropropagation donne des vitroplants génétiquement stables (Potter et Jones, 1991). Les vitroplants de pomme de terre n'exigent pas d'hormones exogènes pour s'enraciner. En fait ils peuvent être propagés sur un milieu simple (Vinterhalter et *al.*, 1997).

La micropropagation *in vitro* est plus ou moins utilisée dans la production de plantes conformes pour les premières générations de multiplication. Selon Lê (2001), pour produire

des plantes génétiquement modifiées, la régénération doit donner des plantes conformes. (Vinterhalter *et al.*, 1997).

2.1.2. La microtubérisation

La microtubérisation est une autre approche pour la multiplication conforme de pomme de terre. Elle consiste en l'induction des vitrotubercules. Ces derniers sont des tubercules de petite taille (4 à 12 mm), encore appelés microtubercules, produits en conditions stériles au laboratoire à partir de microboutures. Ces tubercules sont obtenus en plaçant les microboutures en conditions inductrices de tubérisation : modification du milieu de culture, éclairage diminué, températures plus basses. Les bourgeons forment alors des stolons évoluant en microtubercules au bout de 2 à 3 mois (Lê, 1994).

2.1.3. Culture de méristème

Dès 1952, George Morel de l'INRA de Versailles a réussi à obtenir une plante entière à partir d'un méristème (Ochatte, 2005), chez une plante virosée la répartition du virus semble très variable selon l'organe, le méristème en particulier est une structure très protégée et est généralement indemne de virus. Le méristème est un petit organe composé de cellules méristématiques à division rapide. Il constitue le matériel idéal de départ étant donné que le méristème se développe d'une manière génétiquement stable et réduit le niveau d'infection virale (Espinosa *et al.*, 1992). La technique permet ainsi l'obtention de plantes saines indemnes de virus. La vigueur des plantes est augmentée et par là le rendement est ainsi amélioré, et la qualité des produits de consommation et de conservation est mieux assurée (Augé, 1992). La technique permet le sauvetage des variétés menacées de disparition car très virosées notamment les espèces à multiplication végétatives dont les techniques conventionnelles de multiplication : marcottage, bouturage, greffage...etc. favorisent la transmission de virus. Toutefois, les variétés ainsi assainies (dévirosées) ne sont pas devenues résistantes au virus (Teoule, 1999).

2.1.4. Embryogenèse somatique

Un apport important de la technique des cultures *in vitro* à la biologie a montré que des cellules somatiques pouvaient produire des structures comparables à des embryons, méritant l'appellation d'embryons somatiques (Margara, 1984). Ces embryons peuvent se développer à

partir des cellules à 2n chromosomes issues de feuilles, racines ou tige (Boccon-Gibod et Jalouzot, 1989).

La démarche consiste à cultiver des tissus végétaux en présence de fortes doses d'auxine qui provoquent une division rapide des cellules et l'obtention de cals constitué de cellules indifférenciées et réjuvenilisées et qui donneront des embryons bipolaires qui se comporteront comme des embryons zygotiques (Boccon-Gibod et Jalouzot, 1989).

Cependant l'embryogenèse somatique est rarement utilisée chez la pomme de terre (Seabrook et Douglass, 2000), et son utilisation est localisée surtout pour la production de semences synthétiques (Redenbaugh, 1993 ; Gray *et al.*, 1995).

2.1.5. Conservation

La conservation est l'un des avantages de la culture *in vitro*. Cette technique nous permet de conserver le matériel végétal pour une longue durée jusqu'au moment de son utilisation. Ce matériel peut être des cellules, des protoplastes, des cals, des vitroplants et des vitrotubercules. La conservation des vitroplants et des vitrotubercules peut se faire dans un milieu de conservation contenant le mannitol à une température de 4°C à 6°C et à une photopériode de 16 heures / jour (Dodds *et al.*, 1991).

Parmi les techniques de conservation, il existe également la cryoconservation. Cette technique représente la conservation du matériel vivant à très basse température. Généralement, elle consiste à stocker le matériel végétal dans l'azote liquide (-196°C) ou dans les vapeurs d'azote (-150°C). À cette température toutes les activités physico-chimiques des cellules sont interrompues (Dussert *et al.*, 2002).

2.2. La multiplication non conforme

La multiplication non conforme regroupe les techniques d'haplométhodes et les techniques de variation somaclonale.

2.2.1. Haplométhodes

Ces techniques ne démarrent pas des cellules somatiques mais de cellules gamétiques (Demarly, 1985). Ce sont des cultures d'anthères (Androgenèse) ou de microspores, ou de

sacs embryonnaires ou ovaires (Gynogenèse). Ces processus permettent d'obtenir des lignées pures, en passant par l'haploïdisation puis le dédoublement (Demarly, 1985).

Chez la pomme de terre, espèce tétraploïde, l'utilisation des plantes haploïdes, donc diploïdes, que l'on appellera dihaploïdes est fondamentale à cause de l'importance de sa variabilité génétique, et de la facilité des croisements interspécifiques, car la plupart des pommes de terres sauvages sont diploïdes (Boccon-Gibod et Jalouzot, 1989).

2.2.2. Variation somaclonale

D'après Nowbuth et *al.*, (2005), on appelle variation somaclonale des modifications du phénotype des plantes qui apparaissent le plus souvent lors de la régénération de nouvelles plantules à partir de tissus déjà différenciés.

D'autre part, Larkin et Scowcroft (1981) ont montré, à l'issue d'un travail de recherche, qu'il pouvait être très intéressant d'exploiter la variabilité génétique induite par certaines cultures *in vitro*, dans le but de création variétale. Ils s'appuyaient sur quelques exemples modèles comme celui de la pomme de terre et de la canne à sucre où ils ont contribué à faire adopter le terme de variation somaclonale, désignant toute variation génétique induite par le seul fait de cultiver des tissus, des cellules, ou des organes qui ont pour objectif l'établissement de cellules dédifférenciées sous des conditions de cultures *in vitro* définies (Wenzel, 1994).

Snyder et Belknap (1993), quant à eux, ont observé que les plantes de pomme de terre régénérées présentent un faible niveau de variation somaclonale comparée avec celles dérivées des protoplastes.

3. Transformations génétiques

Les transformations génétiques se basent sur les techniques d'hybridation interspécifique, de culture et de fusion de protoplastes.

3.1 Hybridation interspécifique

Diverses solutions (fécondation *in vitro* en cas d'incompatibilité de pollen étranger et de la fleur femelle à féconder, sauvetage d'embryon *in vitro* en cas d'avortement après fécondation *in situ*) impliquant l'utilisation de la culture *in vitro*, rendent possible des hybridations entre des espèces réputées incompatibles en conditions naturelles (Reynoird et Vidalie, 1989).

Chez la pomme de terre des plantes hybrides entre *Solanum tuberosum* et *S. brevidens* ont été obtenues à l'Université de Wisconsin (U.S.A.) par Helgeson et *al.*, (1988). Le but était de transférer chez la pomme de terre la résistance au virus de l'enroulement des feuilles à partir d'une espèce sauvage : *S. brevidens*. La résistance a effectivement été transférée chez les hybrides, et curieusement une nouvelle variabilité s'est exprimée par l'apparition de résistances à d'autres maladies (Reynoird et Vidalie, 1989).

3.2. Culture et fusion de protoplastes

3.2.1. Culture de protoplastes

Le protoplaste est l'ensemble du contenu cellulaire situé à l'intérieur de la paroi pecto-cellulosique ; par extension, on applique ce terme aux cellules débarrassées de paroi. Les premiers protoplastes ont été obtenus, vers la fin du XIX siècle, en hachant des fragments végétaux dans une solution hypertonique de saccharose. Cette méthode mécanique d'isolement des protoplastes était peu efficace et non reproductible (Sihachakr, 2002). Cette technique de culture est très fortement inductrice de variabilité. Cela a été bien étudié et montré chez la pomme de terre (Shepard, 1982). Les variations portent souvent sur le nombre de chromosomes.

3.2.2. Fusion de protoplastes

La fusion de deux ou de plusieurs protoplastes aboutit à l'addition totale de trois compartiments héréditaires : nucléaire, mitochondrial et chloroplastique. Cette addition accroît le niveau de ploïdie (Demarly, 1985).

De plus, il existe deux stratégies efficaces de fusion des protoplastes: la méthode chimique et la méthode électrique (Sihachakr, 2002).

Par ailleurs, la fusion de protoplastes chez la pomme de terre est d'autant plus justifiée car la majeure partie des clones diploïdes est stérile. Par rapport à la sélection traditionnelle, cette nouvelle méthode présente deux avantages considérables :

On peut travailler sur un nombre de chromosomes diminué de moitié. On peut rassembler, en peu de temps, au sein d'un même individu tétraploïde un ensemble de plusieurs caractères intéressants (ce qui est quasiment improbable en sélection traditionnelle) (Boccon-Gibod et Jalouzot, 1989).

2^{eme} PARTIE :

Etude Expérimentale

Chapitre III :

Matériels et méthodes

1. Objectifs du travail

Le travail expérimental a été réalisé au niveau du laboratoire *in vitro* de SAGRODEV qui est situé dans la commune de Guellal, wilaya de Sétif. Ce laboratoire est spécialisé dans la production des semences de la pomme de terre (de premières générations telles que G0, G1, G2) par l'utilisation de technique de culture de tissu dite culture *in vitro*.

L'objectif de notre travail est avant tout économique puisque notre but est de produire de nouvelles plantules en quantité élevée, en un laps de temps court et en utilisant peu de matériel végétal de départ.

En se basant sur les techniques de cultures *in vitro*, nous avons fait une étude comparative de l'évolution et de la productivité des plantules de deux variétés de pommes de terre (*Désirée* et *Spunta*) et en fonction de la composition des deux milieux de culture (MS et MS/2).

2. Matériel végétal

Le matériel végétal sur lequel nous avons travaillé à concerner l'utilisation des plants (tubercules) issus de la culture *in vitro* de deux variétés de pomme de terre (*Solanum tuberosum L.*) à savoir les variétés *Désirée* et *Spunta*.

2.1. Caractères descriptifs des variétés

2.1.1. Variété *Désirée*

- **Origine génétique** : Urgenta X Depesche
- **Obtenteur(s)** : BVde ZPC (Pays-Bas)
- **Année d'inscription au catalogue national** : 1988

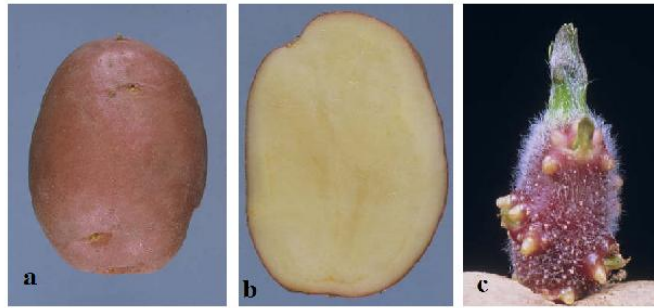


Figure 7 : Variété *Désirée* **a**: entière, **b**: coupe longitudinale, **c**: germe.

Cette variété possède plusieurs caractéristiques distinctes :

- Le plant de cette variété est court à moyen et semi dressé, avec une tige épaisse et vigoureuse.
- Les nœuds et entre-nœuds sont de couleur rouge pourpre.
- Les feuilles ont une couleur vert gris mat. Elles sont moyennement longues et rigides,
- Les nervures médianes et les pétioles sont entièrement rouges pourpres sauf, les surfaces inférieures qui sont vertes.
- Les fleurs sont nombreuses avec des grandes corolles roses, les pédoncules longs et rougeâtres.
- La forme des tubercules est oblongue, moyenne à grosse. Sa peau est rouge, lisse avec des yeux superficiels à mi profonds, et une chair jaune pâle.
- Repos végétatif long.
- Le germe est d'une forme cylindrique et fortement pigmentée par contre l'apex est légèrement pigmenté.
- Elle présente une forte résistance à la sécheresse ainsi qu'une bonne résistance au virus Y et à la gale poudreuse. Elle est par contre sensible au nématode à kyste de la pomme de terre et aux déformations sur les sols lourds. Elle est modérément sensible aux virus de la panachure et de la mosaïque bénigne.

Tableau IV : Descriptions de la variété *Désirée*.

Caractéristiques des tubercules		Description botanique	
Souplesse de la peau :	Moyenne	Maturité :	Demi-tardive
Forme du tubercule:	Oblongue	Hauteur des plants :	Importante
Profondeur des yeux:	Assez profonde	Fréquence des baies:	Nombreuses
Couleur de la peau:	Rouge	Couleur de la fleur:	Rouge violacé
Couleur de la chair:	Jaune	Couleur de la base du germe :	Rose

2.1.2. Variété *Spunta*

- **Origine génétique** : Béa X U.S.D.A. 96-56
- **Obtenteur(s)** : J. Oldenburger (Pays-Bas)
- **Année d'inscription au catalogue national** : 1988

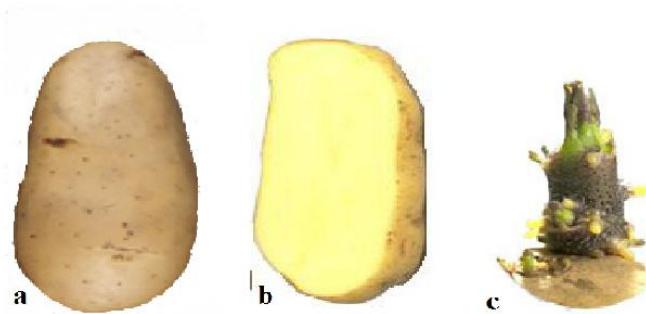


Figure 8 : Variété *Spunta* **a**: entière, **b**: coupe longitudinale, **c**: germe.

Les caractéristiques propres à cette variété sont les suivantes :

- La variété *Spunta* est essentiellement destinée à la consommation à maturité demi-précoce.

- La variété présente une forte proportion de gros tubercule oblongue allongé, régulier, des yeux très superficiels, peau jaune, chair jaune.
- Les germes sont violets, coniques à pilosité moyenne.
- La plante est de taille haute, port dressé, type rameux.
- Les feuilles sont vertes, peu divisées, mi ouvertes présentant un foliole moyenne, ovale arrondi.
- Elle présente un repos végétatif moyen.
- Elle présente une floraison assez abondante. Ces fleurs sont de couleur blanche partiellement pigmentée. Les tests ont montré une bonne résistance au mildiou du feuillage (Araar, 1995).

Tableau V : Descriptions de la variété *Spunta*.

Caractéristiques des tubercules		Description botanique	
Souplesse de la peau :	Moyenne	Maturité :	Semi-précoce
Forme du tubercule :	Oblongue – allongée	Hauteur des plants :	Moyenne
Profondeur des yeux :	Peu profonde	Fréquence des baies :	Absente
Couleur de la peau :	Jaune	Couleur de la fleur :	Blanche
Couleur de la chair :	Jaune clair	Couleur de la base du germe :	Violet

3. Matériel et produits utilisés dans l'expérimentation

Notre travail a nécessité l'utilisation du matériel et des produits suivants : une balance de précision (0.01 g), une étuve, une hotte stérile à flux laminaire horizontale, un autoclave, une plaque chauffante, un appareil de pH mètre, une solution de NaOH, une solution de HCl, des pipettes graduées, des béchers, des fioles, des erlènes, des boîtes de Pétri, un agitateur et un

barreau magnétique, des tubes en verre, des bocaux en verre autoclavables, du coton hydrophile, du papier filtre, du papier aluminium, des grandes pinces en acier, des verres pour placer les instruments dans l'alcool, des spatules, un récipient servant de poubelle, des scalpels, une pompe péristaltique, une boîte en inox pour ranger et stériliser les outils, des pissettes, des becs benzènes, de l'alcool (Ethanol) 75° et 95°, de l'eau distillée stérilisée dans l'autoclave à une température de 120°C pendant 20 minutes à une pression d'une barre et de l'eau de javel 13° qui a été préparé de la manière suivante : 1/3 eau de javel 100° + 2/3 eau distillée stérile.

Tous les instruments utilisés ont été stérilisés au préalable à l'étuve à 120°C pendant 24 heures, tout en prenant le soin de les envelopper dans du papier aluminium.

4. Préparation du matériel végétal pour la production des germes

Les plants des tubercules sont placés à l'obscurité à une température ambiante de 18°C à 20°C. Dans ces conditions les germes s'allongent jusqu'à atteindre environ 15 cm, au bout de 45 à 60 jours. Les nœuds s'éloignent les uns des autres. Ainsi la stérilisation des germes sera meilleure et le découpage des germes dans chaque plant sera facile. Mais dans le cas de notre expérimentation, nous avons utilisé des tubercules déjà germés à différents stades de germination. Nous observons que la variété *Spunta* (VS) avait un stade physiologique plus avancé (les germes sont plus longs) en comparaison à la variété *Désirée* (VD) avec l'âge physiologique moins avancé (germes courts trapus).

5. Méthode de travail

5.1. Préparation des solutions-mères des milieux de culture

Le milieu de culture utilisé dans notre expérimentation est celui de MURASHIGE et SKOOG, 1962. Ce dernier est également connu sous l'appellation de milieu MS ou MSO. Il est couramment utilisé dans les laboratoires de biotechnologie végétale pour la culture de cellules ou de tissus de plantes. Le milieu MS ou MSO a été mis au point par les physiologistes végétalistes Toshio MURASHIGE et SKOOG, alors que MURASHIGE effectuait des recherches pour trouver un nouveau régulateur de croissance chez le tabac. Ce milieu contient des solutions de macroéléments et des solutions de micro-éléments. Nous tenons à souligner que les solutions de macro-éléments ainsi que les solutions de micro-éléments sont préparés séparément dans des solutions-mères.

Il faut également souligner que d'autres solutions, telles que : les solutions de fer chélate, les solutions de vitamines et des solutions d'hormones végétales sont préparés individuellement. Toutes les solutions préparées sont préalablement bien identifiées. L'étiquette de la solution comporte le nom, la concentration, la date de préparation, la date d'expiration, la température d'entreposage de la solution préparée.

5.1.1. Eléments minéraux

Ils regroupent essentiellement les macro-éléments et les micro-éléments :

Macro-éléments : Interviennent en grande quantité ; il s'agit de cinq (05) éléments présents à des concentrations élevées (tableau VI).

Micro-éléments : Appelés parfois oligo-éléments, et bien qu'ils ne soient nécessaires à la plante qu'en faible concentration, leur rôle est essentiel pour la croissance et le développement (tableau VI). À noter que le milieu MS/2 contient la moitié de la quantité des macroéléments, les quantités des autres éléments restent les même que le milieu MS.

Chapitre III : Matériels et méthodes

Tableau VI : Composition en éléments minéraux des milieux de culture utilisés.

solutions	MS (mg/l)	MS (g/l)	MS/2 (g/l)	Concentration	Prélèvement
Macroéléments					
NH ₄ NO ₃ Nitrate d'ammonium	1650	1650x20/1000=33	16,5	X20	1000/20=50ml
KNO ₃ Nitrate de potassium	1900	1900x20/1000=38	19		
CaCl ₂ , 2H ₂ O chlorure de calcium	440	440x20/1000=8,8	4,4		
KH ₂ PO ₄ Phosphate mono potassique	170	170x20/1000=3,4	1,7		
MgSO ₄ , 7H ₂ O sulfate de magnésium	370	370x20/1000=7,4	3,7		
Micro-éléments					
MnSO ₄ , H ₂ O Sulfate de manganèse	22,3	22,3x50/1000=1,115		X50	1000/50=20ml
H ₃ BO ₃ Acide borique	6,2	6,2x50/1000=0,31			
ZnSO ₄ , 7H ₂ O Sulfate de zinc	8,6	8,6x50/1000=0,43			
KI, Iodure de potassium	0,83	0,83x50/1000=0,0415			
Na ₂ Mo ₄ , H ₂ O Molybdate de sodium	0,25	0,25x50/1000=0,0125			
CuSO ₄ , 5H ₂ O Sulfate de cuivre	0,025	0,025x50/1000=0,00125			
CoCl ₂ , 6H ₂ O Chlorure de cobalt	0,025	0,025x50/1000=0,00125			
Fer					
Na ₂ EDTA EDTA dissodique	37,25	37,25x100/1000=2,725		X100	1000/100=10ml
FeSO ₄ , H ₂ O Sulfate de fer	27,85	27,35x100/1000=2,735			

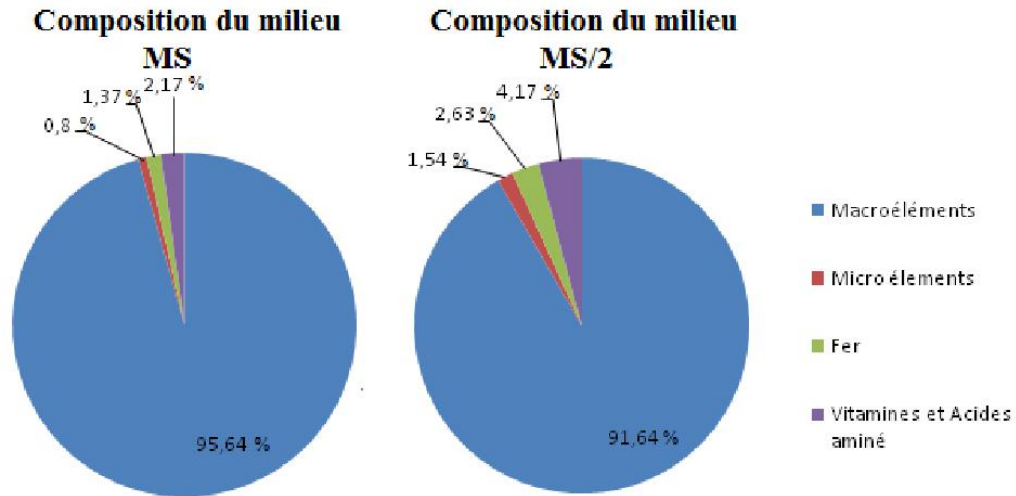


Figure 9 : comparaison du pourcentage des constituants relatifs a chaque milieu.

La figure 9 montre que le pourcentage du fer, des vitamines et des microéléments est plus élevé dans le cas du MS/2.

5.1.2. Eléments organiques

- **Le Sucre** : Dans le cas des tissus végétaux placés en culture *in vitro*, l'assimilation chlorophyllienne est nulle ou insuffisante pour assurer la survie et le développement de l'explant. Dés lors, on ajoute des sucres, le plus souvent du saccharose à une concentration de 20 g/l, aux milieux de culture pour fournir à l'explant une source de carbone. Dans la nature les sucres sont photosynthétisés à partir du gaz carbonique atmosphérique et de l'eau du sol.
- **Les Vitamines** : L'emploi de diverses vitamines favorise fréquemment le développement des cultures *in vitro* ; elles appartiennent essentiellement au groupe B. Les concentrations des vitamines et acides aminés sont rapportées dans le Tableau VII.

Tableau VII : Solution vitaminique de MS et de MS/2.

Vitamines et Acides Aminés	mg/l	g/l	Concentration	Prélèvement
Myo inositol	100	$100 \times 100 / 1000 = 10$	X100	1000/100=10ml
Acide nicotinique	0,5	$0,5 \times 100 / 1000 = 0,05$		
Pyridoxine (vitamine B6)	0,5	$0,5 \times 100 / 1000 = 0,05$		
Thiamine (vitamine B1)	0,1	$0,1 \times 100 / 1000 = 0,01$		
Glycine	2	$2 \times 100 / 1000 = 0,2$		

5.2. Préparation du milieu de culture

Les solution-mères seront préparées selon les tableaux (VI et VII).

Solution-mère de macro éléments (x20).

Solution-mère de micro éléments (x 50).

Solution-mère de Na₂-EDTA-FeSO₄ (x100).

Solution-mère de vitamines (x100).

Dans notre expérimentation, nous avons préparé MS et MS/2 comme étant deux différentes solutions de milieux de culture.

Notons que la présence du Fer est nécessaire pour la croissance des plantes et est ajouté sous une forme chélatée à la concentration de 10 à 30 mg/litre (Soit 0.06 à 0.20.10⁻³ mole de Fer).

5.3. Préparation du matériel végétal

5.3.1. Stérilisation du matériel végétal :

Les germes prélevés sur les tubercules sont lavés à l'eau de robinet pour les débarrasser des poussières ou toutes autres impuretés. La stérilisation des germes est faite par le trempage dans l'alcool (éthanol) pendant 05 secondes puis dans une solution diluée d'eau de javel à 13°

quelques minute a une demi heure. Enfin nous faisons 3 rinçages successifs de 10 minutes chacun dans l'eau stérile.

5.3.2. Découpage des germes en boutures :

Les germes d'environ 15 cm sont découpés en autant de boutures qu'il y a de nœuds. Chaque bouture contient donc un bourgeon (figure.10). Lors du découpage, il est nécessaire de découper les germes au dessus des nœuds. Il est important de veiller à l'intégrité du nœud pour permettre au bourgeon d'être dans d'excellentes conditions. Nous évitons ainsi, l'altération et le dessèchement du bourgeon. Cette méthode de découpage nous permet de distinguer le haut de la bouture de son bas au moment du repiquage en tube. L'isolement du bourgeon de l'ensemble de la plante le libère de la dominance du bourgeon apical ; ce qui facilite son développement en une plantule feuillée s'il est placé dans des conditions favorables.

Schéma de la technique de la micropropagation



Figure 10 : Schéma de la technique de la micropropagation (Ambroise, 2002 ; Haïcour, 2002).

5.4. Repiquage des implants en tubes

5.4.1. Conditions aseptiques

Le découpage des germes ainsi que le repiquage des boutures en tubes doit se faire dans les conditions les plus aseptiques possibles. De ce fait, nous devons travailler sous une hotte stérile à flux laminaire horizontale et à proximité d'un bec benzène (figure.11). Avant chaque manipulation; la paillasse de la hotte est nettoyée avec de l'eau de javel, puis à l'alcool. Ensuite, chaque matériel végétal est disposé sur une boîte de pétrie stérile à usage unique. En effet, chaque germe ou plantule est mis dans une nouvelle boîte de pétrie stérile. Les pinces et les bistouris sont flambés à l'alcool après chaque utilisation.



Figure 11 : Hotte stérile à flux laminaire horizontale (original).

5.4.2. Technique de repiquage

Les boutures découpées de plantules obtenues *in vitro*, sont repiquées dans des tubes à essai. L'ouverture et la fermeture des tubes à essai se font à proximité de la flamme d'un bec bunsen, afin d'éviter toute contamination microbienne des boutures. Il est primordial de préserver la stérilité du tube à essai où se développent les germes ou les plantules. En effet, leur développement risque d'être sérieusement affecté par une prolifération néfaste de champignons, de bactéries, de levures ou de virus. Chaque bouture est prélevée puis repiquée dans le milieu de culture (MS ou MS/2) (figure.12). Le repiquage s'effectue jusqu'au niveau du bourgeon. Au cours du repiquage, nous éliminons les plantules issues de tubes infectés

pour éviter la propagation de l'infection. Nous éliminons également les plantules présentant une morphologie anormale ou insuffisamment développée.



Figure 12 : Repiquage de plantules de la variété *Spunta* (original).

5.4.3. Conditions de la chambre de culture

Les tubes contenant chacun une bouture sont placés dans la chambre de culture dans laquelle la photopériode est réglée par une période de 16 heures de lumière et 8 heures d'obscurité. Ces conditions favorisent le développement végétatif. La température doit être de 20°C à 25°C.

Les plantes reçoivent un éclairage d'appoint de 14 W/M² (lampe Phytoclaude 400 W) disposé à environ 40 cm au-dessus des tubes.

6. Observations réalisées pendant les étapes d'expérimentation

Ces observations concernent la croissance et le développement des plantules. Toutes nos observations seront rédigées sous forme de tableaux. Nous prenons en considération les facteurs suivants:

- Mesures de la longueur moyenne des tiges des vitro-plants en fonction de la variété et de la composition du milieu de culture.
- Dénombrement du nombre moyen des feuilles des vitro-plants en fonction de la variété et de la composition du milieu de culture.

7. Analyse statistique

L'Analyse statistique concernera l'estimation des différentes longueurs moyennes de tiges et nombre moyen de feuilles produites accompagné de leur variabilité. L'effet des deux facteurs étudiés (milieu et variété) sera analysé en utilisant le test student. Pour ceci, plusieurs formules seront utilisées :

$$\text{coefficient de variation (CV)} = \frac{\sigma}{\bar{x}}$$

$$\text{intervalle de confiance} \rightarrow d = t_{1-\alpha/2} \frac{\sigma}{\sqrt{N}}$$

$$\text{erreur relative à la moyenne} \rightarrow dr = t_{1-\alpha/2} \frac{CV(\%)}{\sqrt{N}}$$

$v_1 \neq v_2$ si $t \text{ «observé»} \geq t \text{ «théorique»}$

Où : $t \text{ «théorique»} = (p, k)$ où p = proportion du niveau de confiance

k = degré de liberté

$$t \text{ observé} = \frac{|\bar{x}_1 - \bar{x}_2|}{\sqrt{\frac{\sigma_1^2}{n_1} + \frac{\sigma_2^2}{n_2}}}$$

En outre, l'appréciation de la liaison entre la longueur des tiges et le nombre de feuilles sera abordée par l'utilisation des régressions aux moindres carrés, le coefficient de corrélation permet de caractériser cette liaison et d'envisager la possibilité d'élaboration de modèles mathématiques de développement (LT et NF).

Le coefficient de détermination (r^2) permettrait d'évaluer le pourcentage d'explication de la production de jeunes feuilles (NF) par le développement de la tige (LT).

Chapitre IV :

Résultats et Discussion

1. Résultats

1.1. Analyse descriptive des résultats

Les résultats obtenus ont porté sur les paramètres de la longueur de la tige des vitro plants (LT) et leur nombre de feuilles (NF).

1.1.1. Variation de la longueur moyenne de la tige en fonction de la variété

1.1.1.1. Sur le milieu MS

❖ Au 7^e jour

La figure 13 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 1 cm à 3.1 cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, il varie de 0.3 cm à 3.5 cm.

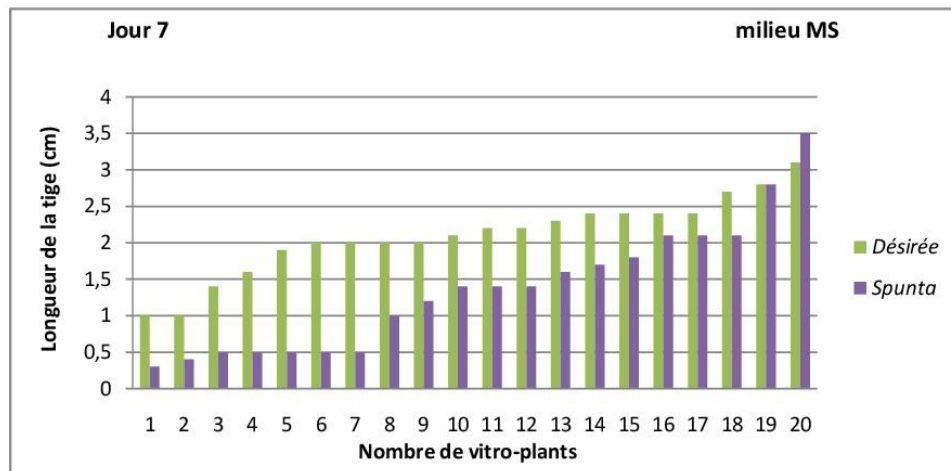


Figure 13 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS.

Nous notons que la croissance des tiges des vitro plants de la variété *Désirée* est plus importante que celle de la variété *Spunta*.

❖ Au 14^e jour

La figure 14 indique que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 1.3 cm à 5.7 cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, il varie de 0.6 cm à 7.2 cm.

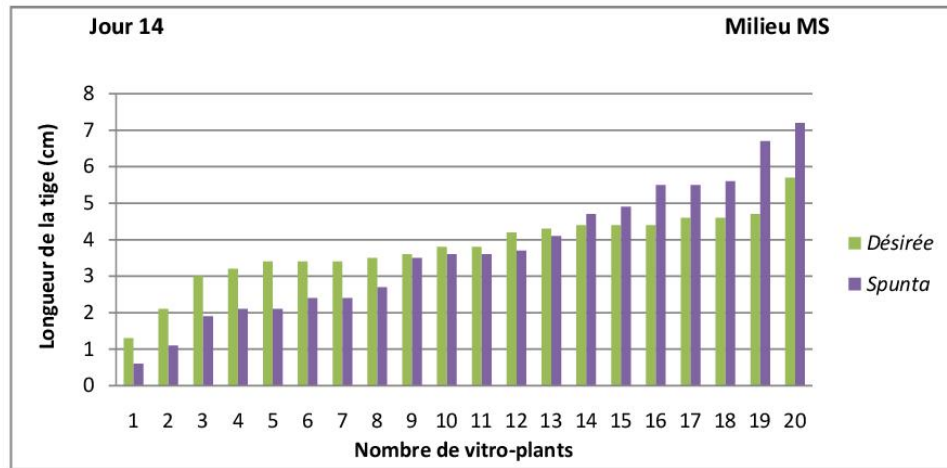


Figure 14 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS.

Nous remarquons une hausse de croissance des tiges des vitro plants de la variété *Spunta* dont certain finissent par rattraper la variété *Désirée* voire même la dépasser.

❖ **Au 21^e jour**

La figure 15 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 1.4 cm à 7.3 cm. Quant à la variété *Spunta*, il varie de 0.8 cm à 11.5 cm.

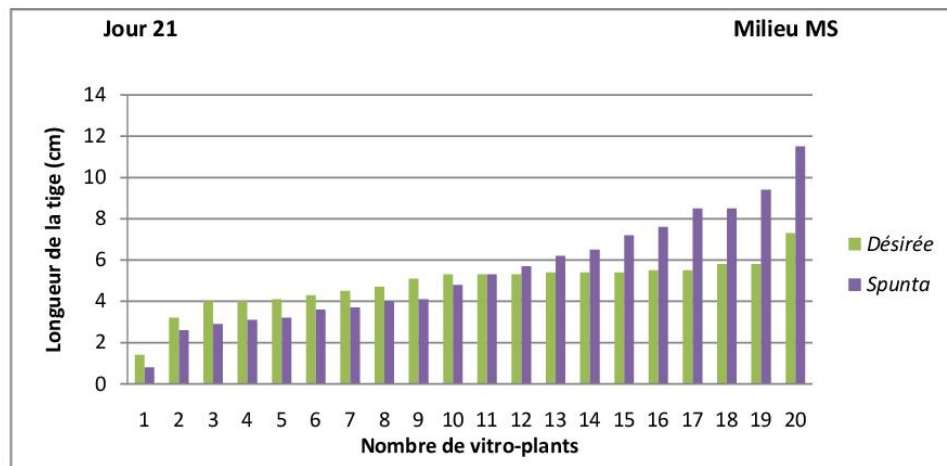


Figure 15 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS.

Nous remarquons que la croissance des tiges des vitro plants des deux variétés est très variable. Cependant, nous constatons que la variété *Spunta* présente le plus grand pic de croissance. La taille maximale de la tige est 11.5 cm pour la variété *Spunta* contre 7.3 cm pour la variété *Désirée*. Le maximum atteint pour la *Spunta* est 1.6 fois supérieur que la variété *Désirée*.

❖ Au 28^e jour

La figure 16 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 1.4 cm à 8.5 cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, elle varie de 3.1 cm à 12 cm.

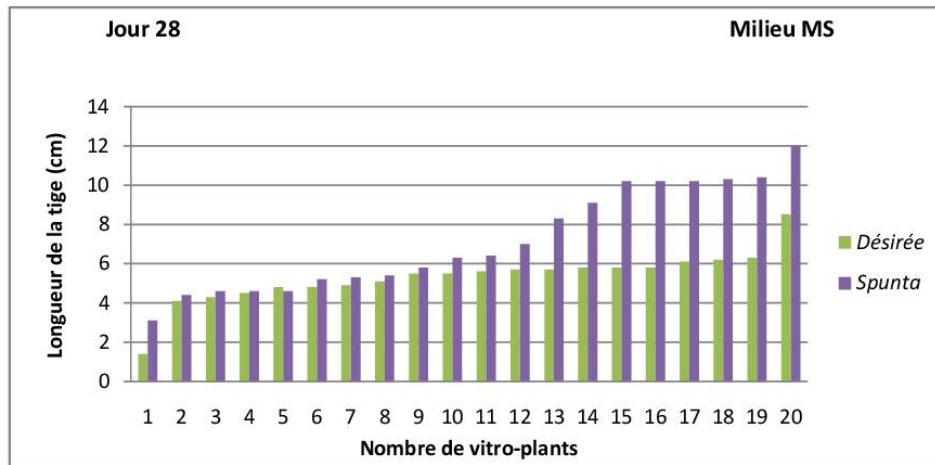


Figure 16 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur milieu MS.

Nous remarquons la croissance des tiges des vitro-plants de la variété *Spunta* a fini par dépasser celle de la variété *Désirée*.

Suite aux résultats obtenus aux jours 7, 14, 21 et 28, qui sont respectivement reportés dans les figures 13, 14, 15 et 16; nous pouvons déduire la conclusion suivante :

Dans le milieu MS, la croissance de la tige de la variété *Désirée* prend un excellent départ sur le milieu MS. Au fil des jours, la variété *Spunta* la rattrape voire même la dépasse largement.

1.1.1.2. Sur le milieu MS/2

❖ Au 7^e jour

La figure 17 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 1.5 cm à 3.2 cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, la LT varie de 0.5 cm à 2.7 cm.

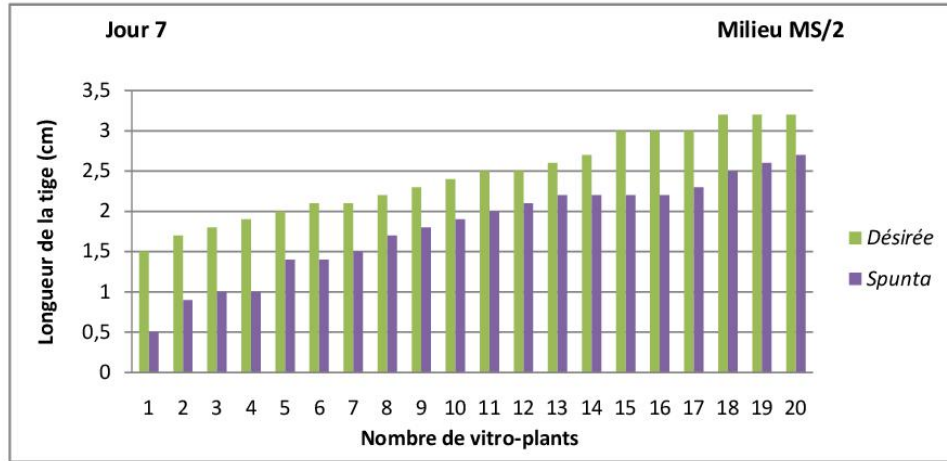


Figure 17 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS/2.

Nous remarquons que la croissance des tiges des vitro plants de la variété *Désirée* est plus importante que celle de la variété *Spunta*.

❖ Au 14^e jour

La figure 18 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 2.4 cm à 7.3 cm. Quant à la variété *Spunta*, la taille moyenne varie de 1.8 cm à 7 cm.

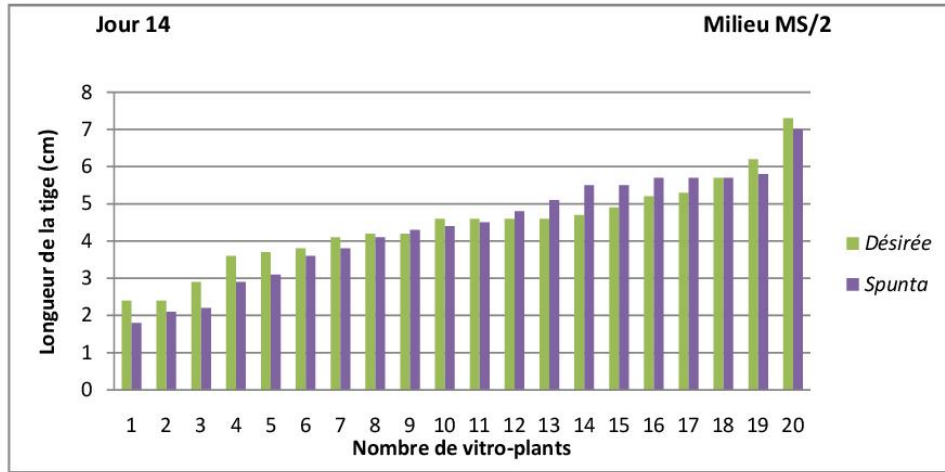


Figure 18 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS/2.

Nous remarquons une hausse de croissance des tiges des vitro-plants chez la variété *Spunta* dont la longueur de la tige est égale à celle de la variété *Désirée*.

❖ **Au 21^e jour**

La figure 19 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 2.5cm à 10.2cm. Quant à la variété *Spunta*, la LT varie de 3.3cm à 10.5cm.

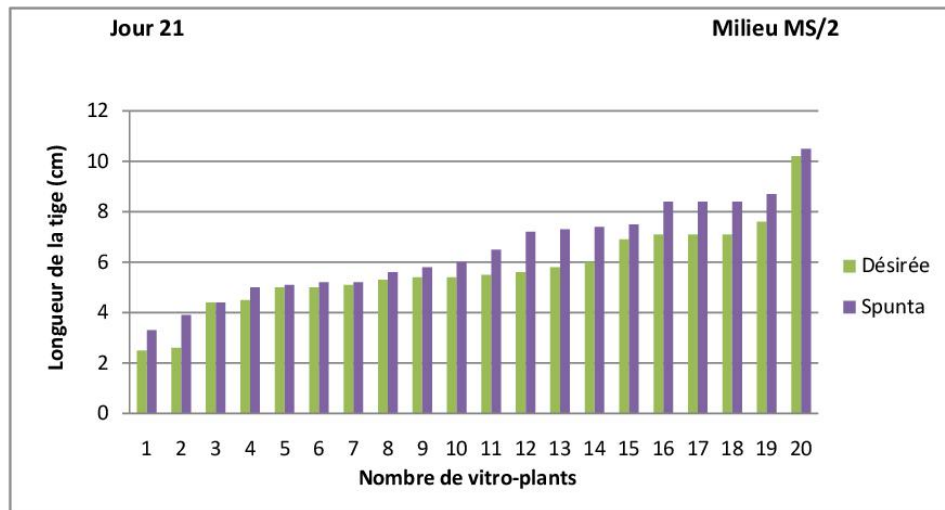


Figure 19 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 21 jours de plantation dans le milieu MS/2.

La vitesse de croissance des tiges des vitro-plants de la variété *Spunta* augmente jusqu'à dépasser celle de la variété *Désirée*.

❖ **Au 28^e jour**

La figure 20 montre que le paramètre LT pour la variété *Désirée* varie de 2.6cm à 11.7cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, la LT varie de 5.1cm à 12cm.

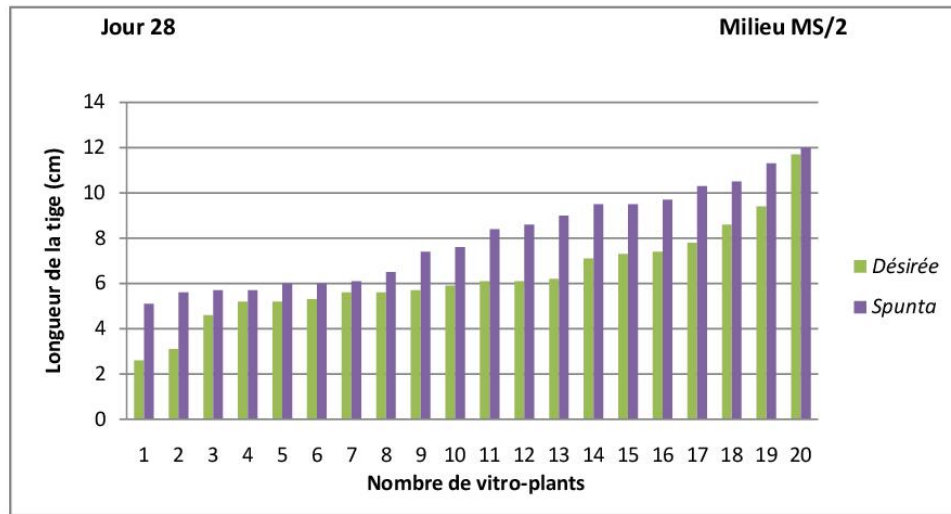


Figure 20 : Variation de la longueur de la tige des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS/2.

La variété *Spunta* garde son avance par rapport à la variété *Désirée* qui semble t'il a une croissance ralentie.

Suite aux résultats obtenus aux jours 7, 14, 21 et 28, qui sont respectivement reportés dans les figures 17, 18, 19 et 20; nous pouvons déduire la conclusion suivante :

Dans le milieu MS/2, l'évolution de la taille de la tige de la variété *Désirée* prend un excellent départ. Cependant au bout de 28jours la variété *Spunta* la rattrape voire même la dépasse.

Synthèse de l'analyse descriptive des variations de la longueur de tige au 28^eme jour

Si nous étudions tous les vitro-plants au 28^eme jour de la variété *Spunta* et *Désirée* et cela pour tous les milieux confondus (figure 21) nous constatant effectivement une avance considérable de la variété *Spunta* par rapport à la variété *Désirée*.

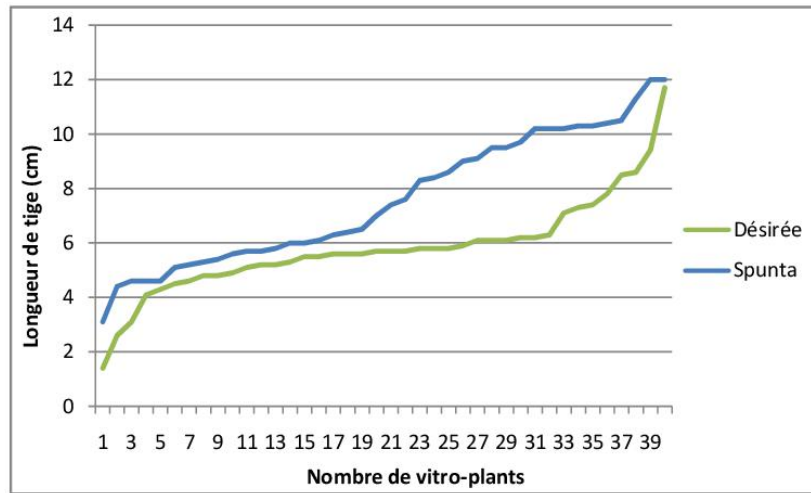


Figure 21 : comparaison de la longueur de tige au 28^{ème} jour de repiquage dans les deux milieux de culture.

En faisant une comparaison pour les deux milieux de culture pour les deux variétés de pomme de terre (figure 22), nous constatons que le milieu MS/2 donne des tiges plus longues que le milieu MS.

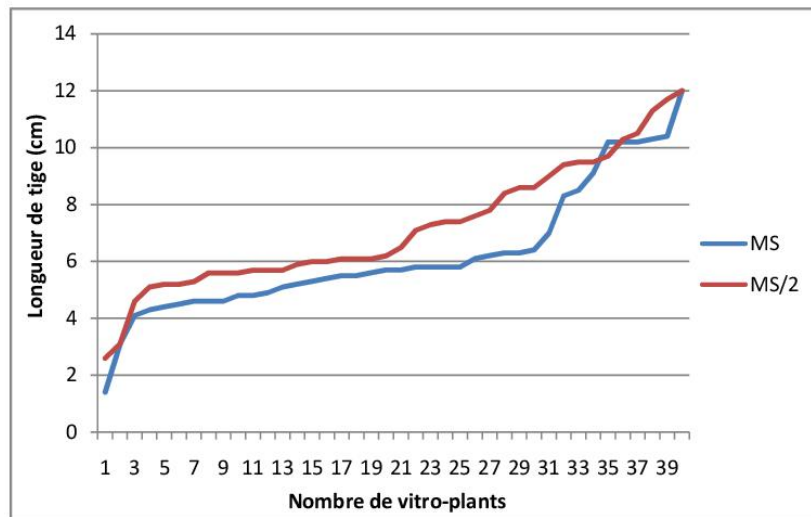


Figure 22 : comparaison des longueur de tiges au 28^{ème} jour de repiquage pour les deux variétés de pomme de terre.

1.1.2. Variation du nombre de feuilles

1.1.2.1. Sur le milieu MS

❖ Au 7^e jour

La figure 23 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 1 à 4 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, le nombre varie de 1 à 5 feuilles.

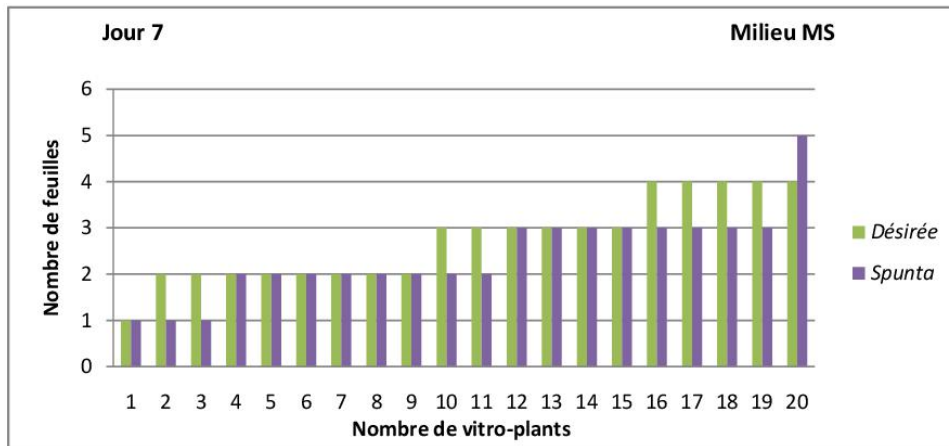


Figure 23 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS.

Nous constatons que la majorité des vitro plants présentent le même nombre de feuilles. Mais nous observons que certains vitro plants de la variété *Désirée* ont développés plus de feuilles par rapport à la variété *Spunta*.

❖ Au 14^e jour

La figure 24 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 3 à 7 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, le nombre varie de 3 à 6 feuilles.

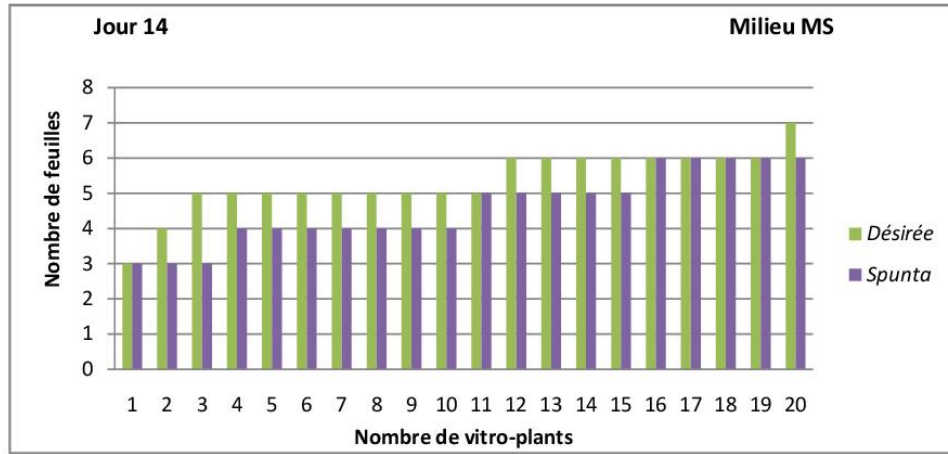


Figure 24 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS.

Nous observons que le nombre de feuilles des vitro plants chez la variété *Désirée* est plus élevé que celui de la variété *Spunta*.

❖ Au 21^e jour

La figure 25 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 3 à 8 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, le nombre varie de 2 à 8 feuilles.

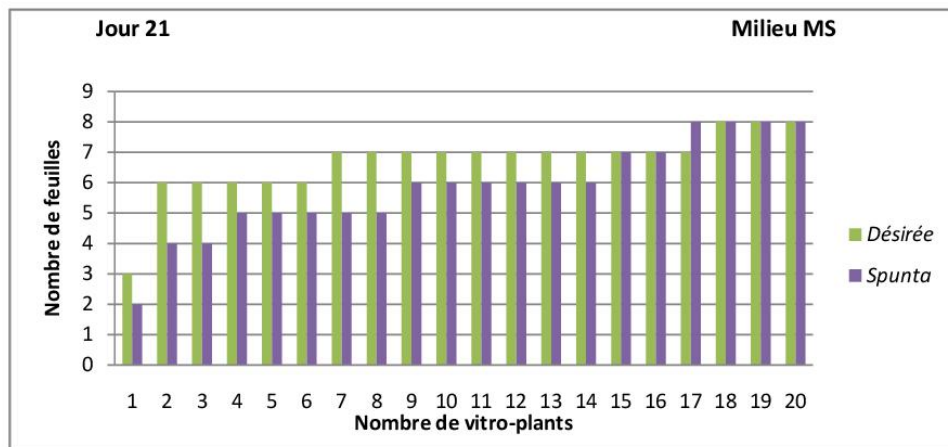


Figure 25 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS.

Soulignons que la variété *Désirée* conserve toujours son avance par rapport à la variété *Spunta* par rapport à ce paramètre.

❖ Au 28^e jour

La figure 26 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 3 à 9 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, le nombre varie de 5 à 10 feuilles.

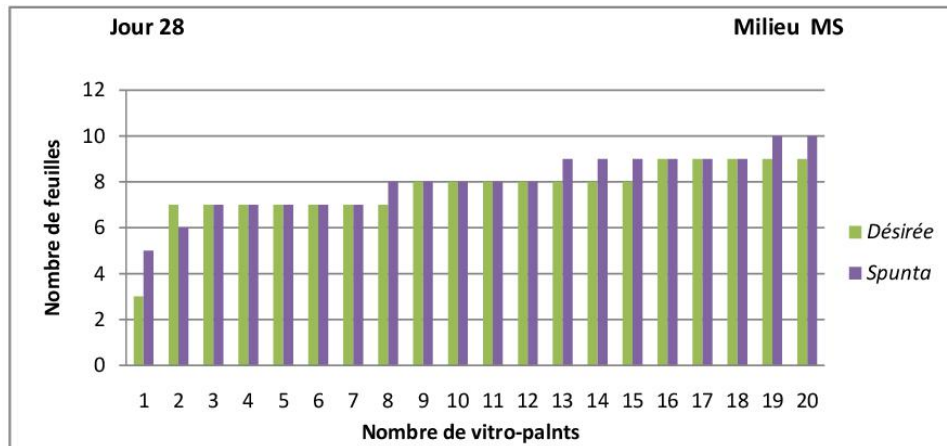


Figure 26 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS.

Nous apercevons que la grande majorité des vitro plants des deux variétés présentent le même nombre de feuilles. Cependant, nous décelons que certains vitroplants de la variété *Spunta* se démarquent de la majorité des plants, en développant, quant à eux, plus de feuilles.

Suite aux résultats obtenus aux jours 7, 14, 21 et 28, qui sont respectivement reportés dans les figures 23, 24, 25 et 26; nous pouvons déduire la conclusion suivante :

Dans le milieu MS, au départ la variété *Désirée* développe plus de feuilles que la variété *Spunta*. Cependant, a la fin de l'observation (28 jours), la variété *Spunta* rattrape la variété *Désirée*, voire la dépasse légèrement.

1.1.2.2. Sur le milieu MS/2

❖ Au 7^e jour

La figure 27 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 2 à 5 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta* il varie de 2 à 4 feuilles.

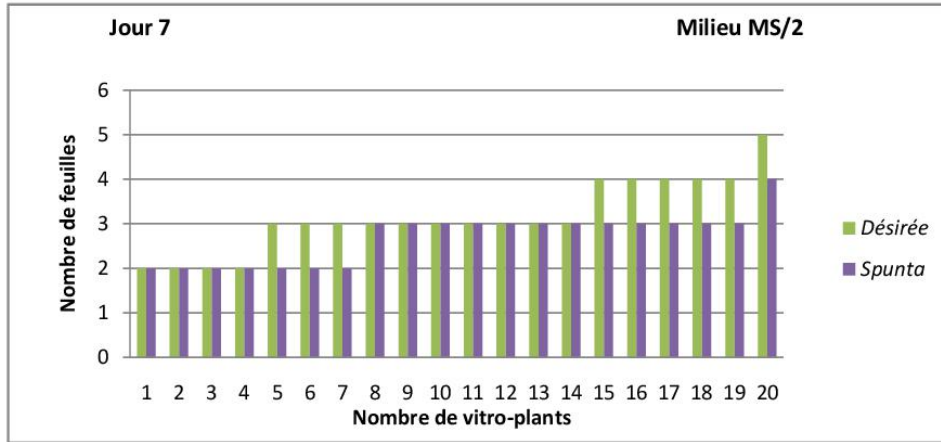


Figure 27 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 7 jours de culture sur le milieu MS/2.

Nous constatons que la majorité des vitro plants présentent le même nombre de feuilles. Nous relevons également que certains vitro plants de *Désirée* ont développé plus de feuilles par rapport à la *Spunta*.

❖ Au 14^e jour

La figure 28 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 3 à 7 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta* il varie de 3 à 6 feuilles.

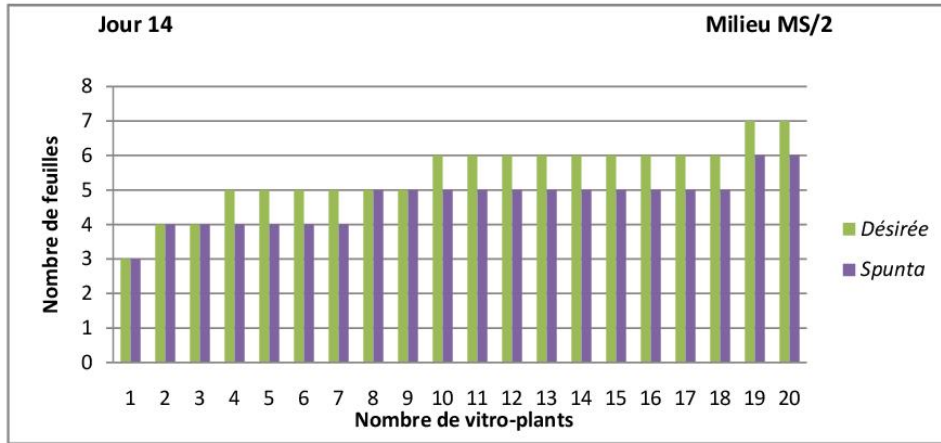


Figure 28 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 14 jours de culture sur le milieu MS/2.

Nous découvrons que le nombre de feuilles des vitro plants chez la variété *Désirée* est plus élevé que celui de la variété *Spunta*.

❖ **Au 21^e jour**

La figure 29 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 5 à 9 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta* il varie de 5 à 8 feuilles.

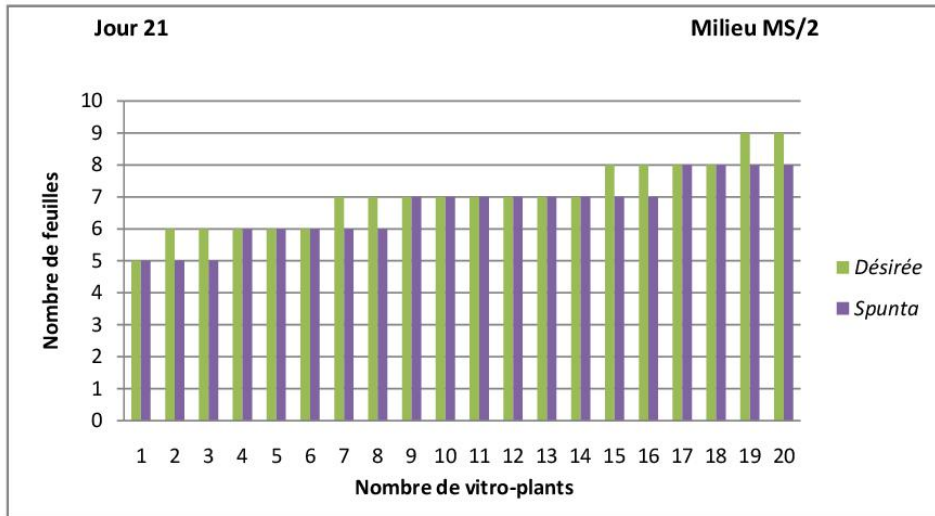


Figure 29 : Variation du nombre de feuilles des vitro plants des deux variétés après 21 jours de culture sur le milieu MS/2.

Nous estimons que les vitro plants des deux variétés ont presque le même nombre de feuilles. Nous relevons toute fois une légère avance de la variété *Désirée*.

❖ Au 28^e jour

La figure 30 montre que le paramètre NF pour la variété *Désirée* varie de 6 à 10 feuilles. Pour ce qui est de la variété *Spunta* il varie de 6 à 7 feuilles.

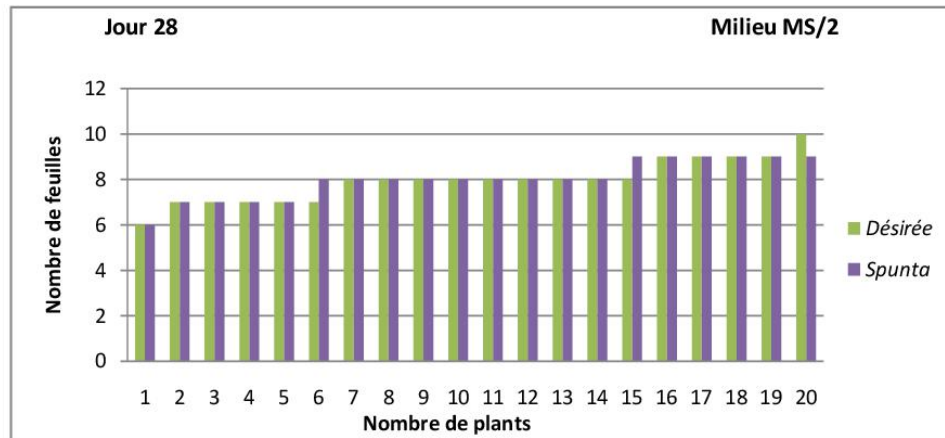


Figure 30 : Variation du nombre de feuilles des deux variétés après 28 jours de culture sur le milieu MS/2.

À la fin de la période d'observation, nous retenons que le nombre de feuilles des vitro plants de la variété *Spunta* rattrapent ceux de la variété *Désirée*.

Suite aux résultats obtenus aux jours 7, 14, 21 et 28, qui sont respectivement reportés dans les figures 27, 28, 29 et 30 ; nous pouvons déduire la conclusion suivante :

Tout au long de la période d'observation, dans le milieu MS/2, nous relevons qu'un bon nombre de vitro plants de la variété *Désirée* arrivent à développer plus de feuilles que la variété *Spunta*.

Cependant, à la fin de cette période, nous décelons que la variété *Spunta* a largement rattrapé la variété *Désirée* sur le paramètre nombre de feuilles par vitro plants.

Observation des longueurs moyennes des entre nœuds

Au cours de l'expérimentation, nous remarquons que la distance entre les nœuds de la *Spunta* est plus grande que celle de la *Désirée*. Nous faisons une corrélation entre la longueur de la tige et le nombre de feuilles de chaque vitro plants au 28^{ème} jour, pour obtenir une longueur moyenne d'entre nœuds pour chaque variété (figure.31).

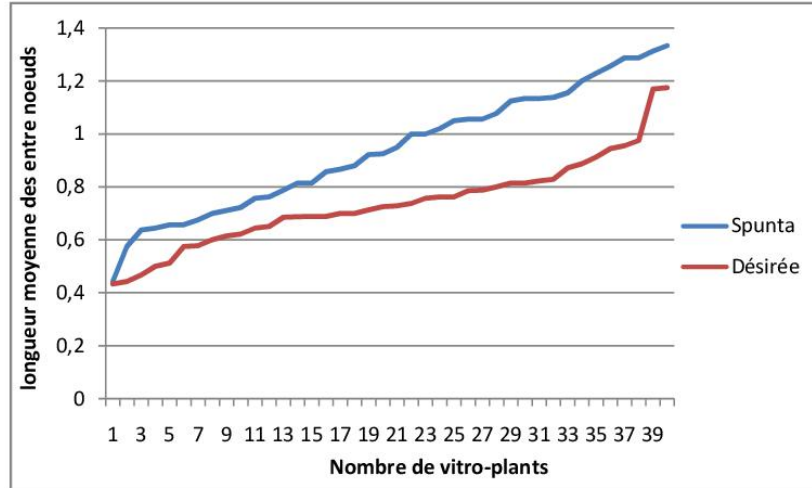


Figure 31 : Longueur moyenne des entre nœud au 28^{ème} jour des variétés *Spunta* et *Désirée* dans les deux milieux de culture.

Nous remarquons que la distance entre les nœuds de la *Spunta* est plus espacée que celle de la *Désirée*. Cela expliquerait en partie, l'égalité de production de feuilles, dans les deux variétés, malgré la présence de différence notable dans le développement de la longueur de la tige chez les deux espèces.

1.2. Analyse statistique

Tableau VIII : Analyse descriptive des longueurs de tiges et des nombres de feuilles en fonction des variétés et des milieux.

	Variété				Milieu			
	<i>Spunta</i>		Désiré		MS		MS/2	
	LT	NF	LT	NF	LT	NF	LT	NF
Ecart type	2.42	1.09	1.78	1.16	2,27	1,32	2.24	0.89
Moyenne	7.60	8	5.82	7.8	6,25	7,83	7,18	7,98
Coefficient de Variation(%)	31.80	13.58	30.62	14.86	36,36	16,85	31,27	11,18
Intervalle de confiance	0,64	0,29	0,47	0,31	0,60	0,35	0,60	0,24
Erreur relative à la moyenne %	8,47	3,61	8,15	3,96	9,68	4,49	8,33	2,98

En comparant les données du tableau ci dessus, nous pouvons remarquer une différence au niveau des longueurs de tiges et des nombres de feuilles. En effet, les longueurs de tiges atteintes sont respectivement de:

- *Spunta* → $7,60 \pm 31,80\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [7.27, 7.92]
- *Désirée* → $5,82 \pm 30,62\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [5.52, 6.13]
- MS → $6,25 \pm 36,36\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [5.88, 6.61]
- MS/2 → $7,18 \pm 31,27\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [6.86, 7.49]

D'autres part, le nombre de feuilles observées sont de:

- *Spunta* → $8 \pm 13,58\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [7.86, 8.14]
- *Désirée* → $7,8 \pm 14,86\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [7.65, 7.95]
- MS → $7,83 \pm 16,85\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [7.66, 7.99]
- MS/2 → $7,98 \pm 11,18\%$ correspondant à un intervalle moyen de : [7.86, 8.09]

Sachant qu'un coefficient de variation sert à déterminer le niveau de dispersion autour de la moyenne. Cette mesure de dispersion est plus importante pour le facteur «longueur des tiges» qui possède un coefficient de variation supérieur à 30%, signifiant ainsi une variabilité élevée. En contre partie, le paramètre «nombre des feuille» possède un coefficient de variation inférieur à 20%, ce qui laisse supposer une variabilité faible autour de la moyenne. Cette faible variabilité exprime que les données se retrouvent davantage autour de la moyenne. Cette observation est confirmée par l'écart type relié aux nombres de feuilles qui sont plus petites que celles reliées aux longueurs des tiges.

La variabilité élevée qui est observée auprès des longueurs de tiges peut être due aux mauvaises manipulations, au matériel végétal d'origine hétérogène et/ou aux conditions de travail hétérogènes, Nozeran (1972). Par contre, le niveau de variabilité faible est un excellent indicateur pour démontrer que le nombre de feuilles est assez semblable d'un milieu à un autre, et d'une variété à une autre.

Tableau IX : Analyse descriptive des longueurs des tiges et des nombre de feuilles en fonction de toutes les variétés et milieux confondus.

	Toutes variétés confondues		Tous milieux confondus	
	LT	NF	LT	NF
Ecart-type	2,1	1,12	2,26	1,1
Moyenne	6,71	7,9	6,71	7,9
Coefficient de variation (%)	31,21	14,22	33,81	14,01

Une seconde analyse peut être conduite afin de déterminer le lien entre les longueurs des tiges et le nombre de feuilles avec les deux milieux confondus et les deux variétés confondues. Notons que le nombre de feuilles ne présente aucune différence notable étant donné la faible variabilité entre les données. Par contre, une analyse peut être entreprise du point de vue de la longueur des tiges.

En comparant les données du tableau VIII et du tableau IX, nous pouvons faire une analyse constructive. Retenons que la moyenne des longueurs des tiges pour les quatre-vingts plants est de 6.71 cm. Pour ce qui est de la variété *Spunta*, la croissance de la tige est plus importante. Cette constatation a d'ailleurs été observée visuellement lors de l'expérimentation. En effet, les tiges de la variété *Spunta* arrivaient à la limite des tubes à essai. Alors que la variété *Désirée* avait une croissance moins accentuée.

Ces déductions sont validées par l'étude comparative des moyennes et du coefficient de variation qui tiennent compte de l'intervalle réel de la moyenne. En effet, la *Spunta* possède une taille moyenne de la tige allant de 7.92 cm à 7.27cm. Ces valeurs sont plus grandes que la moyenne globale de la taille de la tige (toutes variétés confondues) qui se situe entre 7.02 cm et 6.39 cm. En ce qui concerne la variété *Désirée*, la longueur moyenne de la tige se situe entre 6.13cm et 5.52 cm. Nous remarquons que la limite supérieure des valeurs de moyennes mentionnées ci dessus ne se rencontre pas sur la limite inférieure des autres moyennes.



Figure 32 : Echelle des longueurs moyennes de tiges des deux variétés.

Si nous considérons le paramètre longueur de la tige en fonction des milieux utilisés, nous constatons que l'intervalle des moyennes des longueurs des tiges MS/2 est supérieur à celles de MS. La moyenne globale des longueurs des tiges (les deux milieux confondus) se situe à l'intérieur des intervalles de moyennes de MS et MS/2.



Figure 33 : Echelle des longueurs moyennes des tiges des deux milieux.

Ces deux dernières analyses démontrent que la variabilité est moins prononcée en fonction des milieux qu'en fonction des variétés.

Si nous venions à reproduire l'expérimentation auprès d'une plus grande population, il suffirait d'ajuster nos résultats moyens relatifs aux longueurs de tiges et aux nombres de feuilles de notre échantillon à l'intervalle de confiance présent dans le tableau 8 (moyenne \pm intervalle de confiance). Cet intervalle de confiance a pour but l'extrapolation des résultats découverts dans l'échantillon à une éventuelle population.

Dans ce cadre d'idées, les tiges auront une taille moyenne de :

- *Spunta* $\rightarrow 7.60 \pm 0.64 \text{cm}$
- *Désirée* $\rightarrow 5.82 \pm 0.47 \text{cm}$
- MS $\rightarrow 6.25 \pm 0.60 \text{cm}$
- MS/2 $\rightarrow 7.18 \pm 0.60 \text{cm}$

Le nombre moyen de feuilles sera de :

- *Spunta* $\rightarrow 8 \pm 0.29$ feuilles
- *Désirée* $\rightarrow 7.8 \pm 0.31$ feuilles

- MS $\rightarrow 7.83 \pm 0.35$ feuilles
- MS/2 $\rightarrow 7.96 \pm 0.24$ feuilles

Enfin, l'estimation des erreurs relatives aux moyennes observées indique que l'expérimentation est précise, car les erreurs estimées sont inférieures au seuil biologiquement admis (autour de 15%). Cela confirme que la variabilité des observations est relativement faible et que la taille de l'échantillon utilisé est suffisante.

1.2.1. Effet des facteurs étudiés

Tableau X: Effet des paramètres «variété» et «milieu» selon les longueurs des tiges et le nombre de feuilles.

Facteur variétal		Facteur milieu	
V1= <i>Spunta</i> ; V2= <i>Désirée</i>		M1=MS ; M2 = MS/2	
LT	3,738	LT	1,843
NF	0.796	NF	0,596

Pour les conclusions que nous pouvons tirer sur l'effet des paramètres «variété» et «milieu» selon les longueurs des tiges et selon le nombre de feuilles, plusieurs déductions peuvent être faites.

Si nous considérons un risque d'erreur de 5%, nous pouvons affirmer que la longueur de la tige diffère dans les paramètres «milieu» et «variété». En effet, nous remarquons que les deux «t observés» sont supérieurs aux «t théorique» au niveau de confiance de 95% (3.738 et $1.843 \geq 1.66$). Par contre, le critère relié au nombre de feuilles ne présente aucune différence dans les deux cas, car les valeurs «t observés» sont inférieures aux «t théorique» au niveau de confiance de 95% (0.796 et $0.596 \leq 1.66$). Ce paramètre ne présenterait une différence

significative qu'avec un risque d'erreur de 30% (t théorique= 0.527). Ce qui n'est pas souhaitable en égard du risque d'erreur (5%) considéré.

Tableau XI: Niveau de confiance relatif a notre échantillon total n=80.

Student avec k=78	
P=	t «théorique»
95%	1.664
70%	0.527

1.2.3. Liaison entre la longueur des tiges des vitro-plants et leur nombre de feuilles

Le coefficient de corrélation linéaire r , estimé à 0.64 est significatif et assez important. Il indique que les deux paramètres sont synergiquement dépendants.

Le nombre de feuilles produites peut être expliqué à 40.44% par l'évolution de la longueur de la tige, ce qui permet d'envisager l'ébauche d'un modèle mathématique de développement.

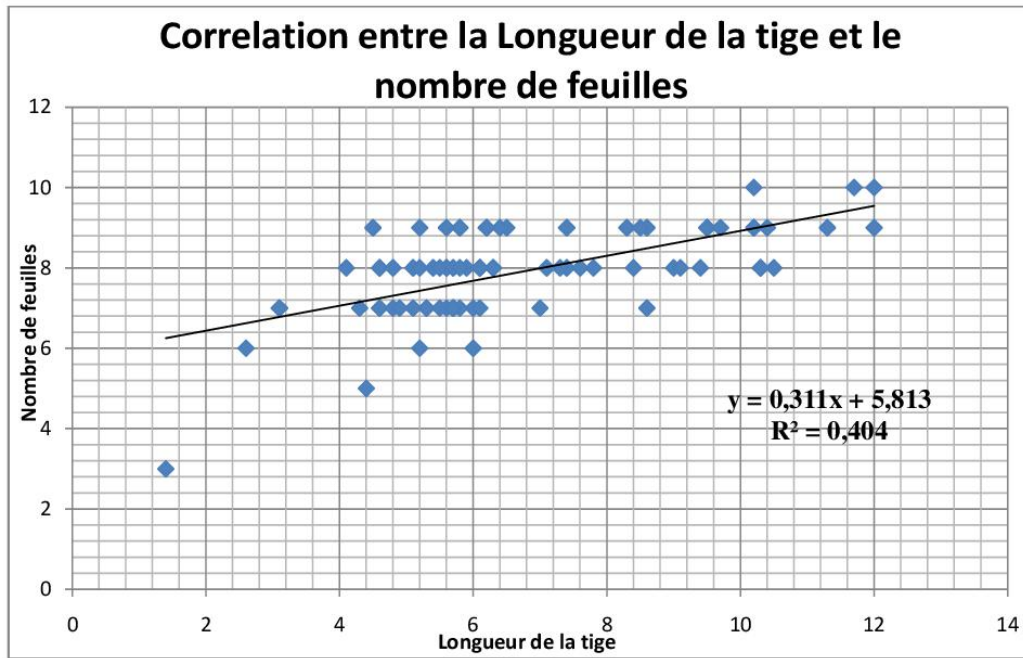


Figure 34 : Corrélation entre la Longueur de la tige et le nombre de feuilles.

L'ajustement d'une équation mathématique représentative du diagramme de dispersion (NF / LT) obtenue pourrait permettre d'entrevoir une possibilité d'application. Une étude approfondie serait envisageable.

2. Discussion

L'expérimentation que nous avons entreprise au laboratoire de SAGRODEV sur la comparaison de l'évolution de deux variétés de pommes de terre en fonction de deux milieux de culture nous a permis d'apporter des constatations au niveau des longueurs des tiges, du nombre de feuilles et du milieu de culture.

Longueur des tiges

En ce qui concerne le paramètre de l'évolution des tiges en fonction du temps, nous avons constaté que les deux variétés ont présenté une bonne croissance.

Notons qu'au tout début de l'expérimentation (7^e jour), la variété *Désirée* présente une meilleure croissance des tiges par rapport à celle de la variété *Spunta*. Nous relevons que la tendance s'inverse au bout de la deuxième semaine. Mais au final, la variété qui produit de meilleurs résultats en ce qui concerne le développement des tiges est bien la variété *Spunta*. En effet, les tiges de la variété *Spunta*, sont, plus longues si nous les comparons aux longueurs des tiges de la variété *Désirée*. Ces observations ont pu être constatées visuellement lors de l'expérimentation.

Nos résultats confirment aussi bien ceux de Jarret *et al.*, (1980); que ceux de Lê *et al.*, (1997) . Ces derniers ont rapporté que la variété *Désirée* possède une capacité moyenne de croissance des tiges. Celles-ci produisent donc des tiges d'une taille relativement réduite comparée à celles de la variété *Spunta*.

Cette différence de la croissance des tiges des deux variétés peut s'expliquer soit par les caractères génétiques intrinsèques des deux variétés ou par la différence dans le dosage de certains éléments. En effet, selon Skiredj, (2007) l'azote N et le potassium K⁺ sont des constituants fondamentaux de la matière vivante végétale. Ils jouent un rôle important dans l'élongation des tiges.

Ces deux constituants ont été ajoutés aux deux milieux de culture utilisés (MS, MS/2) ce qui explique en partie les bons résultats obtenus par rapport à ce paramètre et plus particulièrement dans le milieu MS/2 pour les deux variétés, à savoir la *Spunta* et la *Désirée*.

Nombre de feuilles

L'adaptation d'une plante à un nouveau milieu peut être définie, du point de vue physiologique, par sa capacité à survivre et à croître convenablement. Du point de vue agronomique, elle se définit par l'obtention d'un rendement plus élevé que celui des plantes cultivées dans un milieu classique (Fischesser, et *al.*, 1996).

Ainsi, la réaction positive recherchée et espérée au niveau des boutures de pommes de terre en milieu de culture se manifeste lors des premières étapes de repiquage. L'observation de la formation et de l'augmentation du nombre de feuilles indique un plant sain. En effet, les feuilles ont un rôle important dans les échanges gazeux et la production de la matière organique, grâce à la photosynthèse. Cette prolifération varie en fonction du milieu de culture expérimenté et de la variété.

Les résultats que nous avons obtenus pour le nombre de feuilles, ont montré que la variété *Désirée* développe un nombre plus élevé de feuilles par rapport à la *Spunta* pendant les 3 premières semaines. Cependant vers la fin de l'expérimentation les résultats des deux variétés se rejoignent.

Mentionnons que la distance entre les nœuds sur les tiges est plus courte chez la *Désirée* et que celle-ci est plus espacée chez la *Spunta*. Ce qui explique l'égalité du nombre de feuilles dénombrées chez les deux espèces malgré une différence évidente de longueur de tige.

En effet, durant notre expérimentation, nous avons enregistré relativement le même nombre de feuilles pour les deux variétés dans les deux milieux de culture. Étant donné que les milieux MS et MS/2 ont présenté la même efficacité par rapport au paramètre « nombre de feuilles », nous pouvons les considérer comme étant des milieux équilibrés pour les deux variétés *Spunta* et *Désirée*.

Les résultats statistiques ont démontré qu'il n'y avait pas de différences significatives pour le nombre de feuilles, tout milieu et variété confondu. Par ailleurs, ces résultats montrent un fort risque d'erreur, ainsi nous ne pouvons nous fier aux résultats obtenus pour la variable « nombre de feuilles ».

Milieu de culture

L'effet du milieu de culture résulte de l'ensemble des interactions des différents éléments qui le composent. Certains d'entre eux stimulent les processus du développement comme l'azote N, le potassium K et le phosphore P, d'autres, par contre, ont peu d'influence.

Dans notre expérimentation, nous avons relevé que le milieu MS/2 présente un meilleur taux de croissance en le comparant avec le milieu MS. Ce dernier est pourtant plus riche en macroéléments. Par contre la figure 9 nous montre que le milieu MS/2 présente une proportion plus élevés en micro-éléments, en fer, en vitamines et en acides aminés. Nos résultats contredisent ceux de Berenguer et Gonzalez, (1989) qui ont trouvé que le milieu MS présente un meilleur taux de croissance due au fait que le milieu MS est plus riche en macroéléments. La contradiction à laquelle nous sommes confrontés lors de l'étude pourrait être due à un ou plusieurs de ces facteurs :

- Une erreur dans la préparation des solutions mères qui ont servi à composer le milieu MS et MS/2 (pesée).
- Un plant qui n'est pas sain (virosé).
- Des facteurs de contamination qui ralentissent la croissance.
- Blessures des plants.
- Des conditions d'entreposage non optimales pour les facteurs de température, de pH, du taux d'humidité, du taux d'oxygénation, etc.
- Peut être qu'il aurait fallu ajouter des hormones de croissance.

CONCLUSION

Conclusion

L'expérience entreprise dans le cadre de ce mémoire d'étude nous a permis d'avancer des conclusions satisfaisantes et encourageantes. L'étude comparative de l'évolution des deux variétés *Spunta* et *Désirée*, dans les milieux MS et MS/2 nous ont permis d'observer des différences au niveau des longueurs des tiges. Ainsi, nous pouvons dire que les meilleures performances sont enregistrées avec la variété *Spunta* et en utilisant le milieu MS/2. De plus, il est important de mentionner que l'étude statistique réalisée est représentative. Ainsi, nous pouvons, la reproduire à une plus grande échelle afin de commercialiser nos cultures. La culture *in vitro* entreprise pour générer de nouvelles plantules a été un franc succès.

La culture *in vitro* est une approche qui va permettre d'atteindre des productions annuelles importantes de pomme de terre. Cette technique va permettre d'avoir d'excellentes variétés du point de vue phytosanitaire. Elle permettra également, la sélection d'une variété typiquement algérienne correspondant avec nos différentes conditions de culture. Cette variété, sera certainement très performante du point de vue rendement et pourra défier ainsi toute concurrence mondiale.

La culture *in vitro* a une mission avant tout économique. Ainsi tout pays a intérêt à subventionner les travaux de recherche concernant la culture *in vitro* de la pomme de terre.

La culture *in vitro* permet la baisse du prix des aliments, les rendant accessibles à une plus grande partie de la population. Elle pourrait également faire partie de la solution permettant la réduction la faim dans le monde.

Concernant l'amélioration de la pomme de terre, d'autres études doivent être menées pour préserver l'intégrité du point de vue sanitaire, génétique, valeur nutritive et aspect physique.

Nous espérons que notre modeste travail saura inciter d'autres chercheurs à approfondir cette étude. Notamment l'acclimatation qui n'a pas été abordée et aussi dans le but de confirmer ou d'infirmer nos résultats.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

A

Amirouche L. (2008). Le développement de la culture de la pomme de terre : rappels historiques et état des lieux. Année internationale de la pomme de terre. 3ème édition. I.N.V.A. Alger.

Ambroise A., 2002. Microtubérisation : Pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.). In Biotechnologies végétales, Techniques de laboratoire. Robert Haïcour, 2002. Ed Lavoisier. Londre-Paris-New York, 67-77 p.

Anonyme, (1999). Techniques de Production de la Pomme de Terre au Maroc. Bulletin de liaison et d'information du PNTTA. Transfert de technologie en agriculture N°52.4p.

Anonyme, (2001). <http://www.rustica.fr>. Pomme de terre : 33 variétés, leur culture, leurs utilisations. [Le 15 septembre 2015].

Anonyme, (2007). <http://www.inspection.gc.ca>. La biologie du *Solanum tuberosum* L. (pomme de terre). [Le 16 septembre 2015].

Araar N. (1995). Rôle des biotechnologies dans la chaîne de production de semences de pomme de terre. 2ème édition. INRA. 3-5p.

Augé D. (1992). La culture *in vitro* et ses applications horticoles, 3ème édition. Technique et documentation, Lavoisier, Paris, 225p.

Augé R., Boccon-Gibob J. (1989). Les applications à l'horticulture. La culture *in vitro* et ses applications horticoles. Lavoisier, Paris, 63-89p.

B

Bernhards U. (1998). La pomme de terre *Solanum tuberosum* L. Monographie. Institut National Agronomique. Paris, Grignon.12p.

Berenguer B., Gonzalez G. (1989), cité par Cimmino Effet du milieu de culture sur le microbouturage de l'olivier 181 (1999). Ressources génétiques. Actes du séminaire international sur les innovations scientifiques et leur application en oléiculture et oléotechnie, 10, 12 Mars (1999). Florence, Italie : Conseil oléicole international, 1-30p.

Boccon-Gibod J., Jalouzot R. (1989). Les biotechnologies en horticulture, possibilités et perspectives. La Culture *in Vitro* et ses applications horticoles.

C

Casselle A.C. (1987). *In vitro* induction of free-virus potatoes by chemotherapy. In biotechnology and forestry. 40-50p.

Chauvin J., Esnault F., Ellissèche D. (2008). Les recherches pour la filière pomme de terre; verrous et avancées. Ressources génétiques et innovation variétale chez la pomme de terre. Stand Inra. Parc des expositions de Paris.

Cired-Gret. (2002). Centre de coopération international en recherche agronomique pour le développement, Groupe de recherche et d'échange technologique. MEMENTO de l'agronome .Ed. Gret-CTA. 854-858p.

Correll D.S. (1962). The potato and its wild relatives. Contributions from texas research Foundation, Botanical Studies 4. 1-606p.

D

Darpoux R., Debelley M. (1967). Les plantes sarclées. Baillière et fils France. Collection d'Enseignement Agricole. Edition. J.B. 307p.

Demarly Y. (1985). L'épigénétique. Bull. Soc. Bot. Fr.132. Actual. Bot (314), 79- 94p.

Delaplace P. (2007). Caractérisation physiologique et biochimique du processus de vieillissement du tubercule de pomme de terre (*Solanum tuberosum L.*). Thèse de doctorat. Académie universitaire Wallonie-Europe. Faculté universitaire des sciences agronomiques de Gembloux. 171p.

Doré C., Varoquaux F., Coordinateur. (2006). Histoire et amélioration de cinquante plantes cultivées. INRA.35p.

Dodds J.H., Huaman Z., Lizarraga R. (1991). Potato germplasm conservation. *In vitro* methods for conservation of plant genetic resources. Edited by John H. Dodds. Published by Chapman and hall. London.60-65p.

Driver C.M., Hawkes J.G. (1943). *Photoperiodism in the Potato*. Imp. Bur. Plant Breed. Genet. Cambridge, No. 36.24p.

Dussert S., Chabrillange N., Engelmann F. (2002). Cryoconservation. In Biotechnologies végétales, Techniques de laboratoire. Robert Haïcour, 2002. Londres-Paris-New York, Ed Lavoisier.105-120p.

E

Ellissèche D. (2008). Production de pomme de terre; quels défis pour aujourd'hui et pour demain. 5p.

Espinoza N., Lizarraga R., Siguna S.C., Brayn J., Dodds J.H. (1992). Tissue culture: Micropagation, conservation and export of potato germplasm. CIP Research Ghide, edition. CIP. 19p.

F

Fischesser, B., Dupuis-Tate, M.F. (1996). Le guide illustré de l'écologie. Ed. La Martinière. 319 p.

Fouarge G. (1994). Quel avenir pour l'amélioration des plantes? Ed. AUPELF-UREF. Paris. 205-209 p.

G

Gallais A., Bannerot H. (1992). Amélioration des espèces végétales cultivées; objectifs et critères de sélection. INRA, Paris. 768p.

Gauthier J. (1991). Notions d'agriculture; le sol, les cultures, les élevages, l'économie et la gestion. Ed. Tech, Doc. Lavoisier, Paris, 575 p.

Gepts P.R., Nodari R., Tsai E.M.K., Koinange V., Llaca R., Gilbertson P., Guzman. (1993). Linkage mapping in common bean. Annu. Rept. Bean Improv. Coop. 36. 120p.

Gray D G., Compton N E., Harell R C., Cantliffe D J. (1995). Somatic embryogenesis and the technology of synthetic seed. In Somatic embryogenesis on various potato tissues from a range of genotypes and ploidy levels. Seabrook JEA., Douglass LK., 2001. plant Cell Reports (2001) 20. 175-182p.

Grun P. (1990). The evolution of cultivated potatoes. in New perspectives on the origin and evolution of new world domesticated plants, ed. P. K. Bretting. Economic botany 44. 39-55p.

H

Haïcour R., 2002. Multiplication de plantes herbacées *in vitro* : Pomme de terre *Solanum tuberosum* L. In Biotechnologies végétales, Techniques de laboratoire. Robert Haïcour, 2002. Ed Lavoisier. Londre-Paris-New York, 1-12 p.

Hawkes J.G. (1966). Modern taxonomic work on the *Solanum* species of Mexico and adjacent countries. 31p.

Hawkes J.G. (1990). The potato: Evolution, biodiversity & genetic resources. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

Hawkes J.G., Francisco-Ortega J. (1992). The potato in Spain during the late 16th century. Economic Botany 46(1). 86-97p.

Hawkes J.G., Francisco-Ortega J. (1993). The early history of the potato in Europe. Euphytica 70(1-2). 1-7p.

Helgeson P., Haberlach G.T., Pohlman J., Austin S. (1988). Somatic fusions of *Solanum* species. In Progress in plant protoplast research . Current plant science and biotechnology in agriculture. Ed K.J Puite, J.J.M Dons, H.J Huizing, A.J Kool, M Koornneet, F.A Krens. Kluwer Academic Publishers. 205-207p.

J

Jarret R.L, Hasegawa P.M. and Erickson H.T. (1980). Factors affecting shoot initiation from tuber discs of potato *Solanum tuberosum* .Phsiol.plants .49. 177-184p.

L

Larkin P J., Scowcroft W R. (1981). Somaclonal variation – a novel source of variability.

Laufer B. (1938). The American plant migration: Part I: The potato. Publications of the Field Museum of Natural History Anthropological Series 28(1). 1-132p.

Laumonnier R. (1979). Cultures légumières et maraichères. Haut feuille, Paris. Tome 3. 274p.

Lê C.L., Nowbuth L., Hediger S., Collet G.F. (1997). Régénération de la pomme de terre cultivée (*Solanum tuberosum* L.).Revue suisse Agric .29 (3). 143-150p.

Lê C L. (2001). Identification of potato by AFLP. In Conservation des pommes de terre in vitro et caractérisation des variétés cultivées en suisse.

Lê Hingrat Y. (1994). La production de souches, point de départ d'un plant de qualité. La Pomme de terre Française n° 485- Novembre- Décembre 1994. 243-248p.

M

Margara J. (1984). Base de la multiplication végétatives .Les méristèmes et l'organogenèse. Institut National de la recherche Agronomique(INRA). 262p.

Mattila P., Hellström J. (2007). Phenolic acids in potatoes, vegetables, and some of their products. Journal of Food Composition and Analysis. Vol. 20. 152-160p.

Meziane D. (1991). Histoire de la pomme de terre .Diététique n°25. 29p.

Miller J.T., Spooner D.M. (1999). Collapse of species boundaries in the wild potato *Solanum brevicaulle* complex (*Solanaceae*, *S.* sect. *Petota*): molecular data. Plant Systematics and Evolution 214. 103-130p.

N

Nouad M.A. (2008). Problématique sur la pomme de terre. Année internationale de la pomme de terre. 3° éd. I.N.V.A. Alger.

Nowbuth P., Khittoo G., Bahorun T., Venkatasamy S. (2005). Assessing genetic diversity of some *Anthurium andraeanum* Hort. cut-flower cultivars using RAPD Markers. *Afr. J. Biotech.* 4. 1189-1194p.

Nozeran R., Bancelhon L. (1972). Les cultures *in vitro* en tant que technique pour l'approche de problèmes posés par l'amélioration des plantes. In Ann.Amélioration. Plantes 22 (2). 167-185p.

Nyabyenda P. (2005). Les plantes cultivées en région tropicales d'altitude d'Afrique. Ed. Lavoisier. 223p.

O

Ochatte C. (2005). Growth, quality and biotechnology, WFP publisher .Finland.

Omari C. (2008). La filière pomme de terre en Algérie. Année internationale de la Pomme de terre. 3° éd. I.N.V.A. Alger.

Oswaldo T. (2010). Hommage à la Pomme de terre. Heds. Haute école de santé Genève. Filière nutrition et diététique. 11p.

P

Péron J Y. (2006). Références productions légumières, 2ème édition.synthèse Agricole p 538-547 p.

Potter R.H., Jones M.G.K. (1991). An assessment of genetic stability of potato *in vitro* by molecular and phenotypic analysis. Plant Science 76, Pp 239-248.

Q

Quézel P., Santa S. (1963). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales .Ed .C.N.R.S, Paris.

R

Redenbaugh K. (1993). Applications of synthetic seeds to crop improvement in Somatic embryogenesis on various potato tissues from a range of genotypes and ploidy levels. Seabrook JEA., Douglass LK., 2001. *Plant Cell Reports* (2001) 20. 175-182p.

Reust W. (1982). Contribution à l'appréciation de l'âge physiologique des tubercules de pommes de terre (*Solanum tuberosum* L.) et étude de son importance sur le rendement (thèse de doctorat). Zurich : Ecole Polytechnique Fédérale, 113 p.

Reynoird J.P., Vidalie H. (1989). Les aspects pratiques actuels et les perspectives. In *La Culture in Vitro* et ses applications horticoles.

Ríos D., Ghislain M., Rodríguez F., Spooner D.M. (2007). What is the origin of the European potato? Evidence from Canary Island landraces. *Crop Science* 47(3). 1271-1280p.

Robert D., Dumas C., Bayon C. (1998). La reproduction .Edt .Doun initiatives santé.373p.

Romans A. (2005). The Potato book. Frances Lincoln, London.60p.

Rousselle P., Rousselle B., Ellisseche D. (1992). La Pomme de terre in Amélioration des espèces végétales cultivées .Gallais A , Bammerot H .1992.

Rousselle P., Robert Y., Crosnier J C. (1996). La pomme de terre – Production, amélioration, ennemis et maladies, utilisations. 1 éd. Paris : INRA Editions. P278.

S

Sauer J. D. (1993). Historical geography of crop plants: A select roster. CRC Press, Boca Raton, FL.

Sauyer R. (1972). La Pomme de terre, bulletins d'information technique de 1 à 19. Centre internationale de la pomme de terre (CIP). 136p.

Seabrook J.E.A., Douglass L.K. (2000). Regeneration of somatic embryos from tissues. In Segregation for somatic embryogenesis on stem-internodes explants from potato seedlings, 2001. *Plant and Organ Culture*, 2001.65. 69-73p.

Shepard J., (1982). La régénération *in vitro* de plantes de Pomme de terre. *Pour la Science*, Juillet. 34-47p.

Sihachakr D., (2002). Protoplastes: isolement, culture, régénération et fusion au polyéthylène glycol. In: *Biotechnologies végétales, technique de laboratoire*. Tec et Doc eds. 177-199p.

Skiredj A., 2007. Besoin des plantes en eau et en éléments nutritifs. 151-160p.

Snyder G.W., Belknap W.R. (1993). A modified method for routine *Agrobacterium-mediated* transformation of *in vitro* grown potato microtubers. *Plant Cell Rep* 12. 324- 327p.

Soltner D. (1990). Les grandes productions végétales; céréales, plantes sarclées, prairies. Loire, Sciences et techniques agricoles. Ed.Saint. Gémme. 464 p.

Soltner D. (2005). Les grandes productions végétales, phytotechnie spéciale-céréales-plantes sarclées-prairies .Collection Sciences et Techniques Agricoles 20eme édition. 472 p.

T

Téoulé E. (1999). Biotechnologie et Amélioration des plantes in Biotechnologie Seriban R. EdT TEC &DOC.565-589 p.

U

Ugent D. (1968). The potato in Mexico: geography and primitive culture. Economic Botany 22. 109-123p.

V

Van den Berg R.G., Miller J.T., Ugarte M.L., Kardolus J.P., Villand J., Nienhuis J., Spooner D.M. (1998). Collapse of morphological species in the wild potato *Solanum brevicaulis* complex (Solanaceae: sect. *Petota*). American Journal of Botany 85(1). 92-109p.

Vanderhofstadt B., Jouan B. (2009) : Guide technique : Culture de la pomme de terre en Afrique de l'Ouest, Centre pour le Développement de l'Entreprise (CDE). 82 p.

Vinterhalter D., Vinterhalter B., Calovic. (1997). The relationship between sucrose and cytokinins in the regulation of growth and branching in potato cv Désirée shoot cultures. Acta Horticulturae 462 .319-323p.

Vreugdenhil D. (2007). Potato biology and biotechnology.857. 220-252p.

W

Wenzel H. (1994). Tissue culture. In potato genetics. Edit by Bradshaw JE.; Macay GR., 1994. ed. CAB International.173p.

Y

Yakoub-Bougdal S. (1984). Radiations rouges sur des méristèmes et sur des embryons en culture *in vitro* chez le palmier dattier (*Phoenix Dactylifera L.*), approches quantitatives.

Yakoub-Bougdal S. (1987). Inductions morphogénétiques chez le palmier dattier (*Phoenix Dactylifera L.*) en culture *in vitro*. Analyses cytophotométrique et autoradiographique.

Yakoub-Bougdal S. (2005). Morphogenèse *in vitro* du palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*). Et de l'olivier (*Olea europea L. var.Chemlal*).

Yves C. (1984). La culture sans sol .in science et vie, hors série (la nouvelle botanique) mars1984, 146.68-75p.

Z

Zryd J.P., Brettell R., Derreudre J., Duhoux E., Gaspar T., Gazeau C.M., Hoisters M., Jacobs M., Monnier M., Negruti I., Paskowski J., Pelletier J., Potrykus I., Saul M.W.,

Shillito R.D., Vandenee DE G., Vernade D. (1988). Culture de cellules, tissus et organes végétaux : fondements théoriques et utilisations pratiques. Ed : Presses Techniques Romandes. 308 p.

Autre Références :

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (www.fao.org/home/fr/).[28 juin 2015].

INPV (2011). Bulletin d'informations phytosanitaires (www.inpv.edu.dz)

MADR : Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural (www.minagri.dz).[30 octobre 2015].

USDA : Département d'agriculture des états unis. (www.usda.gov). [2 octobre 2015].

USDA-ARS. (2014). National Genetic Resources Program. [Germplasm Resources Information Network - \(GRIN\)](#). [25 août 2015].

ANNEXES

ANNEXES

ANNEXE I : Observations portant sur les longueurs des tiges et des nombres de feuilles au 7, 14, 21 et 28 jour pour la variété Désirée dans le milieu MS.

N°	Longueur de la tige (cm)				Nombre de feuilles			
	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour
1	2,2	2,4	2,5	2,6	4	4	5	6
2	2,6	4,2	5,5	5,7	3	5	6	7
3	3	6,2	7,6	7,8	3	7	7	8
4	2,5	4,6	5	6,1	2	5	7	8
5	3	5,3	7,1	7,3	3	5	7	8
6	3	5,2	6,9	9,4	3	6	9	8
7	2,1	4,7	5,6	5,6	3	6	6	7
8	3,2	7,3	10,2	11,7	5	7	9	10
9	2	3,7	5	5,2	4	6	8	9
10	1,9	4,6	5,3	6,2	4	6	8	9
11	2,1	2,4	2,6	3,1	3	3	6	7
12	3,2	4,6	6	6,1	4	6	7	7
13	1,5	2,9	4,4	4,6	4	6	7	8
14	3,2	5,7	7,1	7,4	3	6	8	9
15	1,7	3,6	4,5	5,2	2	4	6	8
16	2,5	4,1	5,1	5,3	2	5	6	7
17	1,8	3,8	5,4	5,9	3	5	7	8
18	2,7	4,6	5,4	5,6	3	6	7	8
19	2,3	4,2	5,8	7,1	2	5	7	8
20	2,4	4,9	7,1	8,6	3	6	8	9

ANNEXE II : Observations portant sur les longueurs des tiges et des nombres de feuilles au 7, 14, 21 et 28 jour pour la variété Désirée dans le milieu MS/2.

N°	Longueur de la tige (cm)				Nombre de feuilles			
	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour
1	2,2	3,6	5,3	5,6	3	6	7	9
2	2,4	3,4	5,1	5,5	3	5	6	7
3	3,1	4,6	5,8	6,2	4	7	8	9
4	1,9	3	4	4,3	2	5	6	7
5	2,4	4,4	5,8	6,3	3	5	7	8
6	1	1,3	1,4	1,4	1	3	3	3
7	2,4	4,2	5,3	5,5	4	6	7	8
8	1	2,1	3,2	4,1	2	5	7	8
9	2	4,7	5,3	5,8	3	6	7	7
10	2,2	4,3	5,4	5,7	4	6	7	8
11	2,1	3,8	5,4	5,8	4	6	8	9
12	1,4	3,2	4,3	4,8	3	5	6	7
13	2,7	4,4	5,5	6,1	2	5	7	8
16	2,4	3,8	5,5	5,7	2	4	7	7
18	1,6	3,4	4,1	4,8	2	6	7	8
19	2,8	4,6	4,7	5,1	3	5	6	7
20	2	3,4	4,5	4,9	2	5	6	7
21	2	4,4	5,4	5,8	4	6	7	8
22	2	3,5	4	4,5	2	5	7	9
23	2,3	5,7	7,3	8,5	2	6	8	9

ANNEXE III : Observations portants sur les longueurs des tiges et des nombres de feuilles au 7, 14, 21 et 28 jour pour la variété *Spunta* dans le milieu MS.

N°	Longueur de la tige (cm)				Nombre de feuilles			
	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour
1	1,9	5,7	8,7	11,3	3	5	6	9
2	1,8	3,6	6,5	8,4	3	5	6	8
3	2,5	5,7	8,4	9,5	3	6	8	9
4	1,7	4,5	7,4	9	3	5	6	8
5	2,7	7	10,5	12	3	5	8	9
6	2,2	5,5	7,2	7,4	3	6	7	8
7	2,6	4,3	5,6	5,7	2	4	5	7
8	2,2	5,5	8,4	10,5	2	5	7	8
9	1,4	3,1	5,2	6,5	3	5	8	9
10	2,3	4,8	7,5	8,6	2	4	6	7
11	1,4	2,1	4,4	5,6	2	4	7	8
12	1	2,2	3,9	5,1	4	5	7	8
13	0,5	1,8	3,3	5,7	2	3	5	7
14	2	3,8	5,2	6	3	4	5	7
15	1	2,9	5	6	2	4	6	6
16	1,5	5,8	8,4	9,5	3	5	8	9
17	2,2	5,1	7,3	10,3	2	4	7	8
18	2,1	4,4	5,8	7,6	3	5	7	8
19	0,9	4,1	5,1	6,1	3	5	7	8
20	2,2	5,7	6	9,7	3	5	7	9

ANNEXE IV : Observations portants sur les longueurs des tiges et des nombres de feuilles au 7, 14, 21 et 28 jour pour la variété *Spunta* dans le milieu MS/2.

N°	Longueur de la tige (cm)				Nombre de feuilles			
	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour	7 ^e Jour	14 ^e Jour	21 ^e Jour	28 ^e Jour
1	1,7	3,5	5,3	5,8	3	5	7	9
2	1,2	2,7	4,8	6,4	2	4	7	9
3	0,3	1,1	3,2	4,6	1	3	5	8
4	2,1	4,7	6,2	9,1	3	5	5	8
5	1,6	5,5	9,4	10,2	3	6	8	9
6	1,8	4,1	6,5	7	3	5	6	7
7	1,4	2,4	2,9	3,1	2	4	5	7
8	1,4	3,6	5,7	6,3	2	5	6	8
9	0,5	2,1	3,6	5,4	2	4	5	8
10	2,1	6,7	8,5	10,4	3	6	8	9
11	1,4	5,5	8,5	10,2	3	6	8	10
12	2,1	7,2	11,5	12	3	6	8	10
13	3,5	5,6	7,2	10,2	5	6	6	9
14	1	4,9	7,6	10,3	1	4	6	8
15	0,5	2,1	2,6	5,3	2	4	6	7
16	0,5	1,9	4	8,3	2	3	4	9
17	2,8	3,7	4,1	4,4	2	4	4	5
18	0,5	0,6	0,8	4,6	2	3	2	7
19	0,4	2,4	3,1	4,6	3	4	6	7
20	0,5	3,6	3,7	5,2	1	5	5	6

ANNEXE V : Observations détaillées des nombres de feuilles et des longueurs de tiges en fonction des Variétés et des milieux.

Variétés	Spunta				Désirée			
Milieux	MS		MS/2		MS		MS/2	
	LT	Nfs	LT	NFS	LT	Nfs	LT	Nfs
1	11,3	9	5,8	9	2,6	6	5,6	9
2	8,4	8	6,4	9	5,7	7	5,5	7
3	9,5	9	4,6	8	7,8	8	6,2	9
4	9	8	9,1	8	6,1	8	4,3	7
5	12	9	10,2	9	7,3	8	6,3	8
6	7,4	8	7	7	9,4	8	1,4	3
7	5,7	7	3,1	7	5,6	7	5,5	8
8	10,5	8	6,3	8	11,7	10	4,1	8
9	6,5	9	5,4	8	5,2	9	5,8	7
10	8,6	7	10,4	9	6,2	9	5,7	8
11	5,6	8	10,2	10	3,1	7	5,8	9
12	5,1	8	12	10	6,1	7	4,8	7
13	5,7	7	10,2	9	4,6	8	6,1	8
14	6	7	10,3	8	7,4	9	5,7	7
15	6	6	5,3	7	5,2	8	4,8	8
16	9,5	9	8,3	9	5,3	7	5,1	7
17	10,3	8	4,4	5	5,9	8	4,9	7
18	7,6	8	4,6	7	5,6	8	5,8	8
19	6,1	8	4,6	7	7,1	8	4,5	9
20	9,7	9	5,2	6	8,6	9	8,5	9
Moyenne	8,03	8	7,17	8	6,33	7,95	5,32	7,65
Ecart type	2,13	0,86	2,66	1,30	2,06	0,95	1,32	1,35
Coefficient de variation	26,58	10,73	37,03	16,22	32,64	11,88	24,74	17,63

Résumé

La culture de la pomme de terre occupe une place très importante dans le domaine agro-alimentaire et agro-économique. Pour cela, des stratégies ont été mises en place pour faciliter la production à grande échelle de ce légume. En effet, l'agriculture fait appel aux techniques de biotechnologies, plus particulièrement aux techniques de culture *in vitro*, pour atteindre cet objectif.

Dans cette perspective, nous avons mené une étude qui consiste à comparer l'évolution de 80 plantules de pomme de terre, issues de la culture *in vitro*, en faisant varier le paramètre variétal ainsi que le paramètre du milieu de culture.

Dans ce but, nous avons adopté la démarche suivante:

- 20 plantules de la variété *Spunta* cultivées sur le milieu MS/2.
- 20 plantules de la variété *Spunta* cultivées sur le milieu MS.
- 20 plantules de la variété *Désirée* cultivées sur le milieu MS/2.
- 20 plantules de la variété *Désirée* cultivées sur le milieu MS.

Les 80 plantules ont toutes eu une croissance favorable. Nous pouvons dire que la variété *Spunta* et la variété *Désirée* se développent bien sur le milieu MS et sur le milieu MS/2.

Toutefois, il faut noter que l'évolution de la taille des tiges de la variété *Spunta* cultivée sur le milieu MS/2, a produit les meilleures performances lors de notre étude.

Par contre nous n'avons pas noté de différence significative pour le paramètre nombre de feuilles pour les deux variétés et pour les deux milieux.

Mots clés:

Pomme de terre, *Spunta*, *Désirée*, Culture *in vitro*, MS, MS/2, Longueur de la tige (LT), Nombre de feuilles (NF).

Abstract

The cultivation of the potato holds a very important place in the agri-food and agro-economic field. Strategies have been developed to facilitate large-scale production of this vegetable. Indeed, agriculture uses the biotechnology techniques to achieve this goal; *in vitro* culture is one of them. In this perspective, we conducted a study which compares the evolution of 80 potato seedlings from *in vitro* culture, by varying the «variety» parameter and the «culture medium» parameter.

To this end, we have adopted the following approach:

- 20 seedlings of the variety *Spunta* were cultivated in the MS / 2 medium.
- 20 seedlings of the variety *Spunta* were cultivated in the MS medium.
- 20 seedlings of the variety *Desiree* were cultivated in the MS / 2 medium.
- 20 seedlings of the variety *Desiree* were cultivated in the MS medium.

All of the 80 seedlings had a favorable growth. We can say that the varieties *Spunta* and *Desiree* had a great development in both mediums MS and MS/2.

However, it is important to notice that the variety *Spunta* which was cultivated in medium MS / 2 had a much higher size of stem in our study.

In the other hand, we did not notice any significant difference in the number of sheets in both varieties and environments.

Keywords:

Potato, *Spunta*, *Desiree*, Culture *in vitro*, MS, MS / 2, stem length (LT), number of leaves (NF).