



UNIVERSITÀ POLITECNICA DELLE MARCHE

DIPARTIMENTO DI SCIENZE AGRARIE E AMBIENTALI

Corso di Laurea Magistrale in Scienze Agrarie del Territorio

Curriculum: Produzione e Protezione delle Colture

**RISPOSTA PRODUTTIVA E QUALITATIVA DI UN SISTEMA DI
PRODUZIONE VIVAISTICA FUORI SUOLO PER LA FRAGOLA**

**PRODUCTIVE AND QUALITATIVE RESPONSE OF A SOILLESS
NURSERY PRODUCTION SYSTEM FOR STRAWBERRY**

Studente:

Valentina Morresi

Relatore:

Prof. Bruno Mezzetti

Correlatore:

Prof. Franco Capocasa

Anno Accademico 2021/2022

*“Homo faber ipsius fortunae”,
G. Pico della Mirandola*

Sommario

1. INTRODUZIONE E SCOPO DELLA TESI.....	3
2. LA FRAGOLA: BOTANICA.....	6
2.1 La fragola.....	6
2.2 Origine ed evoluzione.....	6
2.3 Caratteristiche botaniche.....	7
2.4 Esigenze termiche e fisiologiche.....	11
2.5 Esigenze pedologiche, idrico – nutrizionali.....	12
2.6 Classificazione delle cultivar.....	12
3. LA FRAGOLA: MONDO E MERCATO.....	17
3.1 La fragola nel mondo e mercato.....	18
3.2 La fragola: paesi produttori.....	19
3.3 La fragola in Europa.....	20
3.4 La fragola in Italia: coltura protetta e meridionalizzazione della produzione.....	21
3.5 Calendarizzazione della produzione italiana: diversificazione regionale.....	23
4. TECNICHE VIVAISTICHE DI PROPAGAZIONE.....	27
4.1 Contesto in cui sta evolvendo la produzione vivaistica.....	27
4.2 Produzione vivaistica del materiale di propagazione.....	29
4.3 Produzione vivaistica: piante frigoconservate.....	31
4.3.1 Piante tipo A.....	32
4.3.2 Piante tipo A+.....	33
4.3.3 Piante Waiting Bed (WB).....	34
4.3.4 Trayplant (TP).....	35
4.4 Produzione vivaistica: piante fresche.....	36
4.4.1 Piante fresche a radice nuda.....	36
4.4.2 Piante fresche da cime radicate.....	37
4.5 Nuove prospettive: la micropropagazione.....	39
4.5.1 L'evoluzione della micropropagazione della fragola.....	40
4.6 L'attività vivaistica per la fragola nel centro Europa.....	42

5. CERTIFICAZIONE VIVAISTICA.....	44
5.1 Certificazione dei fruttiferi in Italia: quadro normativo.....	46
5.2 La certificazione volontaria.....	49
5.3 Sistema di certificazione volontaria della fragola.....	52
5.3.1 Centro di conservazione di pre – moltiplicazione (CCP).....	52
5.3.2 Centro di pre – moltiplicazione prima fase (CP1) e seconda fase (CP2).....	54
5.3.3 Centro di moltiplicazione: vivaio.....	57
5.3.4 Moltiplicazione del materiale da micropropagazione.....	58
5.4 Diffusione del sistema di certificazione volontario della fragola.....	59
5.5 Prospettive future: propagazione e certificazione.....	62
6. MATERIALE E METODI.....	65
6.1 Materiale vegetale: varietà ottenute dai ricercatori UNIVPM.....	65
6.2 Sistema di propagazione delle piante madri.....	66
6.2.1 Metodo utilizzato dai ricercatori UNIVPM per la micropropagazione in vitro.....	66
6.2.2 Propagazione e produzione delle piante frigoconservate tipo A dell' <i>AN12,13,58</i>	67
6.3 Ambientamento del materiale vegetale da micropropagazione.....	68
6.4 Coltivazione delle piante madri fuori suolo su sacco.....	69
6.4.1 Scelta del sistema di coltivazione.....	69
6.4.2 Ripicchettaggio delle piante madri post – ambientamento.....	72
6.4.3 Gestione della fertirrigazione delle piante madri.....	73
6.4.4 Climatizzazione della serra.....	73
6.5 Valutazione della risposta quantitativa.....	74
6.5.1 Analisi dell'efficienza produttiva delle piante madri da micropropagazione..	74
6.5.2 Analisi dell'efficienza produttiva tra piante frigoconservate e micropropagate.....	74
6.5.3 Analisi dell'efficienza produttiva della cv <i>Dina</i> trapiantata in 2 epoche diverse.....	75
6.6 Selezione, ripicchettaggio e radicazione di cime fresche.....	76
6.7 Risposta qualitativa: prove di concimazione sulla cv <i>Dina</i>	79

6.7.1	Tecnica di concimazione per immersione in serra.....	79
6.7.2	Analisi strutturale della pianta in laboratorio.....	82
6.7.3	Analisi statistica.....	84
7.	RISULTATI E OSSERVAZIONI.....	86
7.1	Confronto tra genotipi: valutazione dell'efficienza produttiva delle piante madri da micropropagazione.....	86
7.1.1	Produzione di catene stolonifere per pianta madre.....	86
7.1.2	Lunghezza delle catene stolonifere e numero medio di stoloni per catena....	87
7.1.3	Produzione di stoloni per pianta madre.....	88
7.1.4	Efficienza produttiva di cime per metri lineari di piante madri.....	89
7.2	Confronto tra piante madri frigoconservate tipo A e le micropropagate della selezione AN 12,13,58.....	91
7.2.1	Produzione di catene stolonifere per pianta madre.....	91
7.2.2	Lunghezza delle catene stolonifere e numero medio di stoloni per catena....	91
7.2.3	Produzione di stoloni per pianta madre.....	92
7.2.4	Efficienza produttiva di cime per metri lineari di piante madri.....	93
7.3	Confronto tra 2 epoche di trapianto per la cv <i>Dina</i>	93
7.3.1	Produzione di catene stolonifere per pianta madre.....	93
7.3.2	Lunghezza delle catene stolonifere e numero medio di stoloni per catena....	95
7.3.3	Produzione di stoloni per pianta madre.....	96
7.3.4	Efficienza produttiva di cime per metri lineari di piante madri.....	97
7.4	Sviluppo dell'apparato ipogeo delle cime radicate in risposta alla diversa concimazione.....	97
7.4.1	Lunghezza totale delle radici.....	97
7.4.2	Diametro delle radici.....	98
7.4.3	Volume dell'apparato radicale.....	99
7.4.4	Peso fresco dell'apparato radicale.....	100
7.4.5	Peso secco dell'apparato radicale.....	101
7.5	Sviluppo dell'apparato epigeo delle cime radicate in risposta alla diversa concimazione.....	102
7.5.1	Peso fresco dell'apparato fogliare.....	102

7.5.2	Peso secco dell'apparato fogliare.....	102
7.5.3	Parametri colorimetrici delle foglie: la tinta (h°).....	104
7.5.4	Parametri colorimetrici delle foglie: la saturazione (C*: Chroma).....	105
7.5.5	Parametri colorimetrici delle foglie: la luminosità (L*).....	105
8.	DISCUSSIONE.....	107
8.1	Sistema di coltivazione fuori suolo di piante madri micropropagate per la produzione di cime fresche radicate.....	107
8.2	Analisi dell'efficienza produttiva delle piante madri.....	111
8.2.1	Confronto tra genotipi: numero di catene stolonifere e lunghezza, numero stoloni.....	111
8.2.2	Confronto tra piante madri da frigoconservazione e da micropropagazione.....	115
8.2.3	Confronto tra epoche di trapianto delle piante madri da micropropagazione.....	116
8.3	Prove di concimazione per le cime radicate della cv <i>Dina</i>	118
8.3.1	Confronto tra trattamenti: l'apparato radicale.....	118
8.3.2	Confronto tra trattamenti: l'apparato epigeo.....	119
8.3.3	Confronto tra trattamenti: il peso totale della cima radicata di fragola.....	120
9.	CONCLUSIONI.....	122
10.	BIBLIOGRAFIA.....	125
	RINGRAZIAMENTI.....	132

CAPITOLO 1

1. Introduzione e scopo della tesi

La produzione di piante di fragola segue di pari passo quella relativa alla commercializzazione del frutto: oggi i consumatori, molto più attenti che in passato, puntano alla qualità del prodotto che acquistano. Pertanto i produttori hanno compreso, oggi più che mai, come la buona riuscita di un fragoieto dipenda sempre di più dalla qualità del materiale vivaistico utilizzato e, in particolare, dalla sua sanità. Quindi l'aumento della domanda di mercato ha determinato un continuo aumento della produzione con lo sviluppo di diversi sistemi produttivi e, di pari passo, ha portato ad incrementare la domanda di piante caratterizzate da elevati standard qualitativi e sanitari. Inoltre, la diffusione di nuovi sistemi di coltivazione sia in campo che in fuori suolo, con cicli di coltivazione differenziati, sta favorendo la richiesta di diverse tipologie di piante. Il materiale di propagazione della fragola deriva dalla capacità stolonifera di piante madre coltivate in pieno campo o fuori suolo. Queste possono derivare da materiale vegetale da micropropagazione in vitro o da materiale cresciuto in pieno campo e risanato in vivaio. Diverse sono le classificazioni commerciali delle piante di fragole. Qui osserviamo la differenziazione tra quelle che chiedono un periodo di conservazione frigorifera (piante frigoconservate di tipo A, tipo A+, Waiting Bed o WB e Tray plant) e le piante fresche (vegetanti o a radice nuda e le cime radicate).

In molte aree, le piante frigoconservate (tipo A, tipo A+ e le Waiting Bed o WB) vengono sostituite dalle piante fresche a radice nuda, dalle piante fresche a cime radicate propagate su contenitore alveolare o dalle Tray plant o TP (piante frigoconservate su substrato di torba in contenitore alveolare). In alcune zone vi è un'ulteriore sostituzione delle piante fresche a radice nuda a favore di quelle propagate con pane di terra (cime radicate e tray plant). Le piante da cime fresche radicate e le TP vengono coltivate in ambienti controllati fuori suolo (serre, tunnel) riducendo i tempi di propagazione delle piante ed il rischio di infezione da parte di patogeni del suolo. (Poling et al., 1998)

Le piante ottenute in contenitore alveolare hanno il vantaggio di garantire un miglior attecchimento dopo il trapianto, assicurando una migliore adattabilità e resa delle piante. Rendono possibile anche la programmazione delle diverse epoche di trapianto e la meccanizzazione dell'operazione stessa. Sia le TP che le cime fresche radicate possono essere destinate alla coltivazione in pieno campo che fuori suolo.

La produzione vivaistica intensiva in pieno campo viene sostituita dalla produzione di piante su contenitori alveolati fuori suolo perché sta avendo problemi per il controllo delle malattie. Non essendo più permessa la sterilizzazione dei suoli con bromuro di etile, si alza il rischio di contrarre infezioni da patogeni terricoli. Ciò si allega anche ad una normativa sempre più stringente della certificazione del materiale di propagazione della fragola.

Per andare incontro a questa problematica, negli anni, è stato introdotto e rinnovato il sistema di micropropagazione in vitro delle piante di fragola. Questa tecnica, secondo l'attuale normativa che identifica potenziali rischi di variabilità genetica, non può essere utilizzata per la produzione di piante vendute direttamente al coltivatore. Si possono però ottenere piante madri, da coltivare in pieno campo o fuori suolo, per la produzione di diverse tipologie commerciali di piante (frigoconservate, a radice nuda, su contenitore alveolato TP o cime fresche radicate). Il vantaggio della micropropagazione è la rapida produzione di un gran numero di piante madri ad elevata sicurezza fitosanitaria. L'elevato costo di produzione, legato all'utilizzo di laboratori altamente specializzati, viene ripagato dalla qualità fitosanitaria del materiale propagato. Pertanto uno standard qualitativo elevato riduce il rischio di mancato attecchimento post trapianto e l'utilizzo di prodotti fitosanitari ed il costo del loro acquisto. (Capocasa et al., 2021)

Questa dinamicità del settore vivaistico, unita alla diversificazione delle diverse tipologie di piante prodotte, contribuisce ad aumentare il livello quantitativo e qualitativo. L'elevata professionalità delle aziende del settore ha spinto le stesse ad aderire al sistema di certificazione nazionale volontario. Si tratta di un processo messo in atto al fine di garantire ai produttori piante sane dal punto di vista fitosanitario e geneticamente rispondenti alle caratteristiche varietali. Le aziende che vi aderiscono devono attenersi a norme quadro specifiche e a disciplinari tecnici di produzione molto stringenti. Al termine del processo, se si è operato correttamente, si ottiene l'idoneità a certificare il materiale prodotto con l'apposizione del cartellino "certificato". Questa tipologia di materiale garantisce una qualità e una tracciabilità di prodotto maggiore rispetto a produzioni che seguono l'iter della CAC (Conformità Agraria Comunitaria) o finanche quello della certificazione europea.

In questo lavoro di tesi, si osserva la risposta quali e quantitativa di piante madri ottenute da micropropagazione e coltivate in condizioni di fuori suolo presso la serra del vivaio Innesti Leopardi (nella sede di via Linguetta 2, Osimo, AN). Di queste abbiamo osservato la capacità stolonifera delle cultivar oggetto di studio. Per ogni catena stolonifera abbiamo selezionato

le cime per la produzione di piante fresche da cime radicate su substrato di torba in contenitore alveolare. Per avviare la radicazione e l'attecchimento delle cime abbiamo applicato un sistema di nebulizzazione garantendo un livello di umidità elevato dato l'alto livello traspirativo delle giovani piantine. Durante la fase di ambientamento e condizionamento antecedente alla spedizione, le cime radicate sono state sottoposte a prove di concimazione. I diversi apporti di azoto, fosforo e potassio hanno fatto emergere una diversificazione morfo – fisiologica delle piante. La rispondenza qualitativa è stata studiata osservando il rapporto tra l'apparato radicale e fogliare. Per misurare il progressivo incremento dell'apparato ipogeo vengono misurati la lunghezza e diametro delle radici assieme al peso fresco e secco. Dell'apparato epigeo oltre al peso fresco e secco vengono analizzati l'intensità e la brillantezza delle foglie per dedurre la capacità fotosintetica.

Le piante ottenute hanno dimostrato un livello qualitativo elevato grazie al buon stato fisiologico. Al tempo stesso ne è stata osservata la risposta quantitativa della produzione di catene stolonifere e di cime delle piante madri micropropagate coltivate in bag su substrato di torba. Tale misura è stata analizzata per calcolare la riduzione dei tempi e dello spazio necessario per la propagazione di materiale virus esente rispondente alla certificazione europea. Il sistema proposto offre la possibilità di ridurre i costi di certificazione ma continuando a garantire un'elevata qualità genetica e sanitaria delle piante prodotte in vivaio (Capocasa et al., 2019)

CAPITOLO 2

LA FRAGOLA

2.1 La fragola

La fragola appartiene alla famiglia delle *Rosaceae*, genere *Fragaria*. Questo genere presenta un corredo cromosomico di base aploide ($n=7$), e comprende specie diploidi, esaploidi ed ottaploidi.

Numerose sono le varietà ottenute dalle prime ibridazioni svolte nel XVIII secolo. Per le dimensioni del frutto si distinguono varietà a frutto grosso e a frutto piccolo. Le varietà a frutto grande sono le più diffuse e si distinguono in varietà rifioranti (*semperflorens*) e unifere.

2.2 Origine ed evoluzione

In Europa erano spontanee tre specie di *Fragaria* spp.: *F. vesca* L. o fragolina di bosco, *F. moschata* Duch. o *elatior* e *F. viridis* Duch. Quella più comune era la *F. vesca*, specie diploide ($2n=2x=14$), propagata tramite stoloni e trapiantata dai boschi direttamente nei giardini. La fragolina di bosco veniva, in genere, impiegata nelle bordure delle aiuole, evidentemente per valorizzare più la fioritura che la produzione del frutto. Si iniziò a dare un senso “orticolo” alla pianta, dalla fine del 1600.

La fragola come specie coltivata nasce circa trecento anni fa, grazie all'introduzione in Europa della *Fragaria chiloensis* L., proveniente dal Cile caratterizzata da notevoli dimensioni dei frutti, carattere che la distingueva dalle tre specie spontanee europee (*F. vesca*, *F. moschata* e *F. viridis*).

Questo carattere impressionò un militare francese Amédée Francois Frézier, personalità dai molteplici interessi e dalla singolare cultura, che nel 1714 importò in patria cinque piante pistillifere di *Fragaria chiloensis* L., ma solo nel 1766 Antoine Nicholas Duchesne cominciò a studiarla con assiduità registrandone le caratteristiche sessuali dei fiori, le stagioni di fioritura e fruttificazione oltre che gli effetti dei vari agenti meteorologici. La fragola *Fragaria x ananassa* ($2n = 8x = 56$), a cui appartengono tutte le attuali varietà coltivate, deriva dall'ibridazione avvenuta casualmente nel 1766 tra *F. virginiana* e *F. chiloensis*.

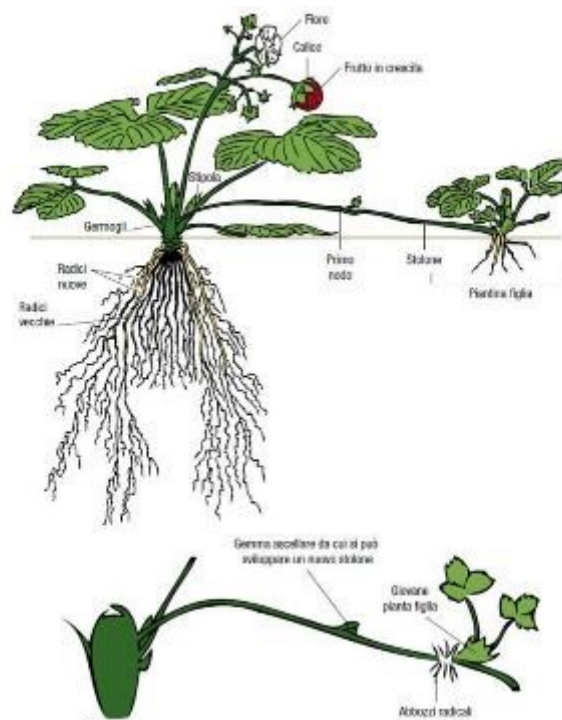
La specie ottaploide ottenuta risulta caratterizzata da frutti di elevate dimensioni i cui semi, perfettamente germinabili, diedero origine a piante con fiore perfetto e facilmente impollinabile. Senza saperlo, Duchesne aveva identificato nell'incrocio interspecifico la base della moderna fragolicoltura (AA.VV.,2010).

2.3 Caratteristiche botaniche

La Fragola, è una pianta perenne erroneamente considerata erbacea.

È costituita da un apparato radicale, da un fusto (rizoma o corona) e da un apparato fogliare.

(rappresentazione architettura della pianta di fragola figura 1)



(figura 1: Fonte: disegni rielaborati da Hancock J.F. (1999): strawberries, CAB International, Wallingford (USA) (in alto) e da Roudellac P., V Eschambre D. (1987): La Fraise Technique de production, CTIFL Paris (France) (in basso).

L'apparato radicale inizia dalla corona vicino alla superficie del terreno formando un apparato radicale fascicolato. Questo, oltre a svolgere la funzione di assorbimento degli elementi nutritivi, funge anche da organo di riserva. (Bonciarelli, 1995) Le radici si distinguono in primarie (si originano dalla corona) e secondarie (per diramazione dalla primaria). La capacità di approfondimento dell'apparato radicale nel terreno varia in funzione della tessitura del suolo: maggiore nei terreni sabbiosi rispetto a quelli argillosi. Le radici primarie con estensione isoradiale occupano i primi 15 – 20 cm di suolo, raggiungono i 30 cm nei suoli leggermente argillosi).

Il fusto contiene i tessuti vascolari ed è stato trasformato in un corto rizoma, epigeo, chiamato cespo o corona, da cui si dipartono le foglie e i peduncoli fiorali. La corona si sviluppa formando altri germogli con relative radici. La capacità di formare nuovi germogli e quindi di aumentare l'accestimento delle piante varia in funzione della varietà, del tipo di pianta e dell'ambiente colturale. Alcune vecchie varietà rifiorenti (longidiurne), non in grado di emettere stoloni, si moltiplicano per divisione dei germogli. Il fusto invecchiando tende a lignificare.

Le foglie pinnate o palmate, ovato-oblunghe, dentato-seghettate, suddivise in tre o più fogliole, sono inserite su piccioli di lunghezza variabile con stipole connesse alla base, che possono essere presenti od assenti. A seconda delle cultivar possiedono caratteristiche differenti sia di colore (più o meno brillante) che di forma (più o meno arrotondata).

Presentano un elevato numero di stomi (3.000-4.000/cm²) che favoriscono una intensa traspirazione; una pianta con 10 foglie in estate può traspirare mezzo litro di acqua al giorno; tanto che per far fronte alle calde giornate estive e produrre frutti di buona qualità le piante di fragola devono essere irrigate abbondantemente (AA.VV., 2010).

All'ascella delle foglie poste alla base del fusto (rizoma) si formano gemme che, in base al numero di ore di luce giornaliera e dei valori della temperatura saranno vegetative o produttive (differenziazione); le prime danno origine ad altri cespi e stoloni, le seconde danno origine ad infiorescenze.

L'habitus vegetativo della pianta può essere definito assurgente o espanso a seconda che il fogliame si collochi in posizione eretta o prostrata.

Gli stoloni sono dei sottili germogli con asse polare plagiotropo (orizzontale) striscianti sul terreno. Ogni stolone è formato da due internodi e da due nodi che sottendono, il primo una gemma dormiente e il secondo una gemma pronta. La gemma dormiente schiude solo in casi di stress idrico. La gemma pronta, dopo l'iniziazione della brattea fogliare (primordio della nuova plantula), genera un nuovo asse vegetativo, cioè un nuovo stolone della stessa catena. In poche settimane, avviata la radicazione, la nuova piantina può essere recisa dallo stolone essendo ormai autonoma dal punto di vista fisiologico – nutrizionale (Alvisi, 1980). Così si generano piante cloni, genotipicamente identiche alla pianta madre, che possono essere utilizzate per la propagazione di cime radicate. Una pianta madre può emettere più di 20 stoloni, quindi se lasciati indisturbati, da una sola pianta è possibile ottenere circa 100 piante figlie. La fragola coltivata attualmente è propagata quasi unicamente per via vegetativa,

grazie alla capacità di emettere stoloni. In genere la fase vegetativa di stolonizzazione, nelle cultivar unifere, avviene durante il periodo estivo, successiva a quella riproduttiva (o di fruttificazione). Se la pianta di fragola non viene messa nelle condizioni di fruttificare, sia per l'epoca di piantagione tardiva (in autunno o in inverno) che per asportazione dei fiori, allora le gemme si orientano subito verso un'attività meristemica vegetativa, che le porta a produrre numerosi filamenti stoloniferi (Alvisi, 1980). Questo aspetto interessa la produzione di cime radicate fresche.

Il fiore della fragola può essere ermafrodita (“perfetto”), contenente sia organi femminili e maschili, o unisessuale e quindi (“imperfetto”), contenente soli organi maschili (stami) o femminili (pistilli). Oggi le varietà coltivate e diffuse in Italia, salvo poche eccezioni hanno fiori perfetti.

Il fiore è tipico delle *Rosaceae*, costituito da un calice con 5 sepali, liberi, aderenti o riflessi; una corolla composta generalmente da 5 petali bianchi, di forma variabile da ellittici ad arrotondati od ovali; da numerosi stami disposti su tre verticilli in numero multiplo di 5, fino a 40, inseriti alla periferia di un organo avente la forma di coppa rovesciata (ricettacolo); su quest'ultimo, alla sua estremità sono inseriti i pistilli, disposti a spirale, e composti ciascuno da un ovario, stilo e stigma, contenente un ovulo che, fecondato darà origine ad un achenio, comunemente chiamato seme.

Quando le condizioni ambientali sono sfavorevoli all'impollinazione, parte dei pistilli può non essere fecondata, dando origine a frutti deformati.

I fiori sono portati su di un'infiorescenza con un asse primario, due secondari, quattro terziari e otto quaternari. Le infiorescenze con asse primario corto (a volte assente) sono le prime a essere originate dalla pianta e presentano il maggior numero di fiori e frutti.

Viceversa, le infiorescenze con asse primario lungo sono le ultime a formarsi (fine autunno o anche inizio primavera) e sono caratterizzate da pochi fiori (Angelini, 2010). Oggi il miglioramento genetico punta verso varietà con soli assi primari, secondari e al massimo terziari, tutto ciò per ottenere frutti più grandi.

Il frutto della fragola è un falso frutto detto carpofaro, costituito dal ricettacolo ingrossato, sul quale sono inseriti gli acheni, che sono i veri frutti, in numero variabile da 100 a 300, più o meno sporgenti. Il primo frutto a maturare, che è il più grosso e di forma non sempre regolare, è quello originato dall'asse primario dell'infiorescenza.

La pezzatura del frutto è determinata dal numero di ovuli fecondati e dal grado di ingrossamento del ricettacolo.

Alcune ricerche hanno evidenziato che il peso della fragola è influenzato dalla distanza tra gli acheni e il numero degli stessi per cui la massima pezzatura si raggiunge con circa 6 acheni/cm².

I requisiti presi in considerazione per esaminare le cultivar sono diversi, ma per quanto riguarda il frutto quale prodotto destinato al commercio, i principali caratteri qualitativi da tenere presente sono:

- Le dimensioni del frutto: frutto grosso d=25/30 mm, frutto piccolo d=15/20 mm, frutto molto piccolo
- l'uniformità del colore: scarsa, media, elevata
- il colore: aranciato chiaro, rosso aranciato, rosso, rosso intenso, rosso scuro
- la brillantezza del colore: molto scarsa, scarsa, media, elevata
- la forma: reniforme, sferoidale, conico-arrotondata, conica, conicoallungata, biconica, quasi cilindrica, cuneiforme, ovoidale;
- regolarità della forma: regolare, irregolare
- colore dell'apice: stesso colore del frutto, bianco, verde
- la forma dell'apice: appuntito, arrotondato, troncato, sdoppiato, fessurato;
- l'inserzione dell'apice: incavata, stesso livello del frutto, in rilievo;
- consistenza della polpa: molto scarsa; scarsa; media; elevata; molto elevata;
- resistenza della superficie: molto delicata, poco resistente, mediamente resistente, resistente, molto resistente
- Presenza o meno del calice; resistenza al distacco del calice;
Dimensione del calice: piccolo, medio, grande
Distacco del calice: agevole, poco agevole, difficile, molto difficile
Dimensione dei sepali: piccoli, medi, grandi
Orientamento dei sepali: riflessi, liberi, aderenti
Colore degli acheni: giallo, rosso, verde
Dimensione degli acheni: piccoli, medi, grossi
Numerosità degli acheni: scarsa, media, elevata
Inserzione degli acheni: sporgenti, affioranti, immersi

- colore interno della polpa: biancastro, rosa pallido, rosso aranciato, rosso chiaro, rosso, rosso scuro
- cavità interna del frutto: assente, poco sviluppata, mediamente sviluppata, molto sviluppata
- presenza o meno del pennello;

La riproduzione gamica è utilizzata esclusivamente per il miglioramento genetico mentre la moltiplicazione, essenzialmente, di tipo agamica può avvenire mediante un vivaio tradizionale in cui vengono coltivate piante madri per la produzione di stoloni.

2.4 Esigenze termiche e fisiologiche

La fragola presenta una notevole capacità di adattamento agli ambienti più diversi.

Tra i fattori climatici la temperatura è sicuramente il parametro che maggiormente ne influenza la coltivazione. La specie non ama gli ambienti eccessivamente caldo-aridi, e cresce bene con temperature non molto elevate: temperature ottimali per l'attività vegetativa sono comprese tra 10-13°C durante la notte e tra 18-22°C durante il giorno.

(Bonciarelli, 1995).

Si adatta a climi temperati purché le temperature minime non scendano al di sotto di -10°C (minima letale) anche se l'attività vegetativa cessa totalmente a -5°C, -6°C, mentre a -1°C la fioritura risulta compromessa. La temperatura minima biologica è di 6°C, mentre quella ottimale per la fioritura è di 18-20°C di notte e 27-28°C di giorno.

Valori di temperatura superiori a 30°C causano riduzioni delle produzioni e formazione di frutti deformati, a causa di una scarsa impollinazione o aborto di numerosi pistilli.

Presenta una notevole adattabilità ai diversi ambienti climatici, grazie ad un'ampia gamma varietale. Nel nostro paese viene coltivata da Nord a Sud, dal livello del mare, isole comprese, fino ad altitudini di 1700 metri, in aree tra loro molto diverse e differenti in termini di durata ed entità del freddo autunnale e invernale: parametri climatici in grado di influenzare notevolmente la differenziazione delle gemme e quindi il comportamento vegeto-produttivo delle piante. La differenziazione delle gemme è quella fase fisiologica in cui i tessuti meristemati delle gemme si evolvono verso lo stadio riproduttivo costituendo i primordi degli organi fiorali.

Nel caso di cultivar adatte agli ambiente centro – settentrionale, la fragola per passare dalla fase vegetativa alla fase riproduttiva necessita del soddisfacimento del “fabbisogno in freddo” delle piante, tramite esposizione delle gemme in quiescenza a temperature inferiori a + 7°C per almeno 800-1000 ore. Viceversa, negli ambienti meridionali si utilizzano cultivar a scarso o nullo fabbisogno in freddo.

Il fabbisogno in freddo invernale, è tuttavia variabile a seconda delle cultivar. Le piante che sono state sottoposte al freddo, sviluppano con più vigore, aumentano la produzione degli stoloni e delle foglie e sono più produttive di quelle non sottoposte al freddo invernale. Il fabbisogno in freddo può essere soddisfatto prima o dopo la messa a dimora, o dalla frigoconservazione.

2.5 Esigenze pedologiche, idriche e nutritive

La Fragola possiede una buona adattabilità ai diversi tipi di terreno, anche se predilige quelli di medio impasto, con buon contenuto in sostanza organica, tendenzialmente acidi o subacidi, con un ph compreso tra 5,5–7, con un contenuto in calcare attivo non superiore al 4%-5% e concentrazione salina inferiore a 2 mS/cm.

Una presenza non eccessiva di calcare favorisce la produzione di frutti più consistenti e con un elevato tenore zuccherino, mentre un eccesso riduce lo sviluppo vegetativo; le piante manifestano deperimenti e fenomeni di clorosi ferriche.

Si adatta bene anche nei suoli argillosi purché si adottino adeguati ammendamenti, e siano ben drenati per evitare problemi di asfissia e di conseguenza lo sviluppo di marciumi radicali e della *Botritis cinerea* (agente crittogamico causante il marciume dei frutti).

Per evitare la permanenza dell'acqua nel terreno è opportuno sistemare le prode più o meno rialzate in funzione del tipo di terreno a circa 30 cm; in terreni compatti e soggetti a ristagni idrici la proda è decisamente più alta.

2.6 Classificazione delle cultivar

Le cultivar possono essere classificate secondo diversi criteri. Uno di questi è quello basato sulla risposta di una cultivar alle condizioni ambientali. Nella fragola la differenziazione delle gemme e la successiva fioritura è determinata da vari fattori ambientali, tra cui la temperatura e il numero di ore di luce durante il giorno (fotoperiodo). In funzione della

sensibilità al fotoperiodo le cultivar di fragola possono essere classificate in brevidiurne, longidiurne e neutrodiurne.

Le cultivar unifere brevidiurne sono caratterizzate da processi di induzione e differenziazione delle gemme a fiore che avvengono nei periodi di giorno breve, con luce giornaliera inferiore a 12 ore e con sufficiente termoperiodo, cioè con temperature intorno ai 17-19°C. Nei nostri ambienti la differenziazione delle cultivar unifere inizia a fine estate (primi di settembre) e si protrae fino a ottobre. Terminata la pausa invernale, durante la quale la pianta entra in riposo vegetativo, ha inizio la fioritura che avviene alla fine dell'inverno inizio primavera, mentre la maturazione dei frutti si ha in primavera nell'arco di un mese; e dipende dalla lunghezza del periodo di differenziazione. Quanto più ci si sposta dall'equatore verso i poli, tanto più questo periodo tende a essere breve in quanto il numero di giorni con foto-termoperiodo favorevole è piuttosto limitato. All'aumentare della luce giornaliera e delle temperature le piante entrano in una fase vegetativa caratterizzata da una più o meno intensa emissione di filamenti stoloniferi prodotti da gemme "a legno" non differenziate.

Alcune cultivar unifere, in determinate condizioni ambientali, possono divenire bifere, cioè sono in grado di fornire una seconda fioritura, derivante da un secondo periodo di differenziazione, che si compie in primavera, quando cioè si verificano condizioni di termo-fotoperiodo favorevoli. Il fenomeno della bifioritura è tipico degli ambienti meridionali.

Le cultivar rifiorenti longidiurne differenziano gemme a fiore con lungo fotoperiodo, cioè con un periodo di luce giornaliera superiore alle 14 ore e che producono praticamente dalla primavera alla fine estate. La lunghezza del periodo che intercorre tra la prima fioritura in inizio primavera, e la seconda fioritura in tarda primavera, dipende dalla latitudine.

Questo tipo di piante non ha trovato diffusione a livello industriale a causa delle alte temperature che si raggiungono nei mesi estivi, che riducono la vitalità del polline e la percentuale di frutti allegati.

Le cultivar rifiorenti neutrodiurne sono indifferenti al fotoperiodo, sono in grado di differenziare gemme in tutti i periodi dell'anno purché le temperature siano sufficienti per favorire l'attività vegetativa delle piante ed evitare la loro entrata in dormienza invernale, che si verifica a temperature sotto i 5°C, problema che si sta risolvendo con una graduale meridionalizzazione delle colture o con l'applicazione di apposite strutture protettive. Il carattere rifiorente neutrodiurno DN ("*day neutral*") presente nella specie selvatica ottoploide *Fragaria virginiana* subsp. *Glauca* – rinvenuta nel 1955 nelle montagne dello

Utah, negli USA, dal ricercatore californiano R.S. Brinhurst- è stato introdotto nel genoma di *Fragaria x Ananassa*. Oggi il carattere rifiorante DN è presente in tutte le principali varietà rifioranti coltivate nel mondo, estendendo le produzioni di fragole nei periodi di “fuori stagione”.

CAPITOLO 3

LA FRAGOLA: MONDO E MERCATO

3.1 La fragola: mondo e mercato

Sempre in crescita. Le fragole nel mondo dal 2013 hanno superato i 350 mila ettari e da allora non si è più scesi sotto. Anzi nel 2019 si sono sfiorati i 400 mila ettari. Questi sono i numeri di Faostat, che anche per l'annata 2022, evidenzia il quadro della geopolitica mondiale della fragola dove Cina, Usa e Messico rappresentano il 57% dell'offerta mondiale. Nei primi 5 produttori mondiali si collocano anche Turchia ed Egitto. (fonte Atlas big, figura 1 – tabella 1)

L'arena competitiva di riferimento per la produzione italiana, tuttavia, è rappresentata dall'Unione europea, dove la dinamica degli investimenti registra da tempo una lieve, ma costante, flessione con circa 105.000 ettari attualmente coltivati. L'Italia è al 13° posto a livello mondiale, con 131.436 tonnellate su 4.881 ha, mentre, soffermandoci sullo scenario evolutivo europeo è al 4° posto.

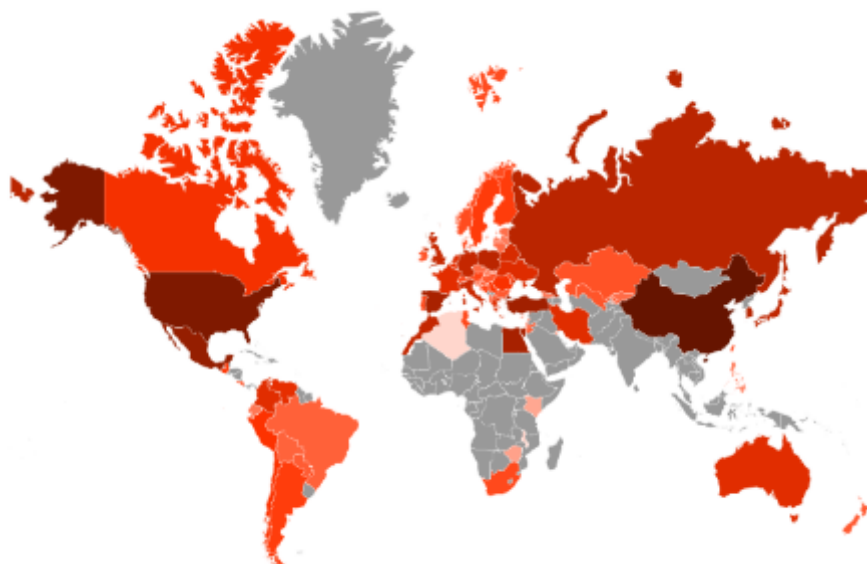


Figura 1: mappa produzione mondiale della fragola, Atlas big

Tabella 1: elenco dei primi 20 produttori di fragola al mondo, Atlas big

Paese	Produzione (tonnellate)	Produzione per persona (kg)	Acresce (Ettari)	Rea (Kg / Ettare)
Cina	3.801.865	2.700	141.686	26.886,6
Stati Uniti d'America	1.420.570	4.334	21.242	66.875,5
Messico	658.248	3.754	11.051	42.210
Egitto	464.958	4.769	9.085	46.505,6
Turchia	415.150	5.137	15.431	26.903,6
Spagna	390.161	7.848	7.085	47.647,5
Russia	197.529	1.345	29.520	6.691,3
Polonia	190.972	5.125	50.600	3.802,7
Corea del Sud	190.122	3.768	6.346	30.908
Giappone	159.000	1.257	5.402	29.432,3
Germania	143.221	1.731	14.298	10.016,2
Messico	139.858	3.939	3.179	43.060
India	131.438	2.175	4.691	26.408,3
Regno Unito	118.179	1.79	4.611	24.584,3
Indonesia	87.438	9.225	9.387	8.331,5
Ucraina	81.600	1.985	8.000	7.741,3
Francia	58.737	0.873	3.391	17.321,4
Colombia	58.585	1.173	1.802	38.512,8
Paesi Bassi	57.500	3.333	1.724	33.382,7

3.2 La fragola: paesi produttori

Nel ventennio 1980 – 2000 la produzione mondiale di fragole è aumentata dell'83% fino a oltrepassare i 3 milioni di tonnellate. Dal 2000 al 2008 si è registrato un ulteriore aumento del 24% fino a superare i 4 milioni di tonnellate. Ciò denota un aumento delle rese unitarie dovuto sia all'innovazione varietale sia al miglioramento della tecnica colturale. (Angelini, 2010)

Dati Faostat, riferiti al 2018, dimostrano che a livello mondiale da una superficie di 370.000 ettari si è raggiunta una produzione di 8,3 milioni di tonnellate (in 10 anni +50%). Le superfici investite appaiono sostanzialmente stabili, dopo anni di forte crescita, mentre il volume di offerta prosegue il suo trend positivo.

Nel 2020 sono state prodotte 9.125.913 tonnellate di fragole su una superficie di circa 400 mila ettari (fonte Faostat, figura 2). Nel mondo su 9 milioni di tonnellate, una fragola su tre è cinese. La Cina è il paese leader con una produzione di 3.801.865 tonnellate su una superficie di 140 mila ha. Seguono poi gli Usa con 1.420.280 tonnellate su una superficie di 21.327 ha, il Messico con 658.436 tonnellate su 13.850 ha, l'Egitto e la Turchia.

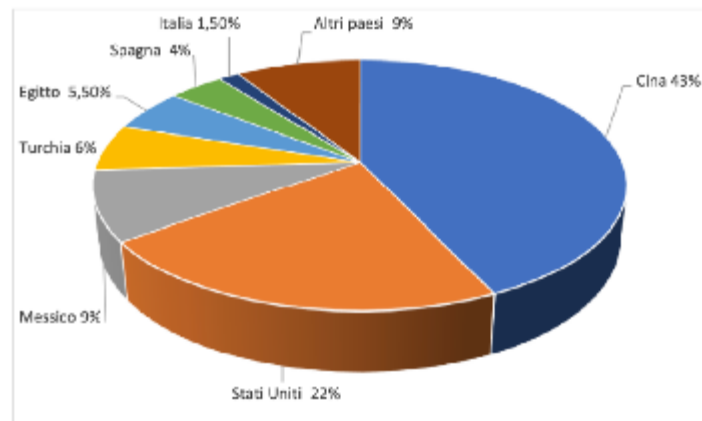


Figura 2: 10 principali produttori di fragole nel 2020, Faostat

La resa è debole per la Cina, migliore per gli Stati Uniti: la prima rende 24 tonnellate ad ettaro contro le 60 di Messico e Usa.

Va evidenziato, inoltre, che i Paesi con maggiore aumento di produzione sono quelli con un minor costo di manodopera e sono tutti caratterizzati da inverni a clima mite. Ciò conferma un trend verso una meridionalizzazione della fragolicoltura (Angelini, 2010).

A guidare la grande crescita globale è l'Asia, con la Cina che cresce rapidamente, seguita a distanza da India e Turchia. Lieve aumento anche in Sud America, grazie al Brasile. Vedono invece una riduzione o una stasi delle superfici l'Europa ed il Nord America, che presentano però le rese maggiori. Situazione opposta per i programmi di miglioramento varietale, numerosi ad occidente e capaci di fornire varietà coltivate in tutto il globo. Le nuove linee più interessanti provengono sempre da Usa ed Europa e, se si cerca qualità, emergono le cultivar italiane come Murano e Pircinque. (fonte IFN, Italia Fruit News)

Gli scambi commerciali di fragole a livello mondiale comprendono, da un lato Paesi importatori netti (Germania e Gran Bretagna) e fortemente dipendenti dai rispettivi mercati di approvvigionamento per soddisfare la domanda interna e dall'altro Paesi produttori che hanno sviluppato un'intensa attività di export (Spagna e Polonia).

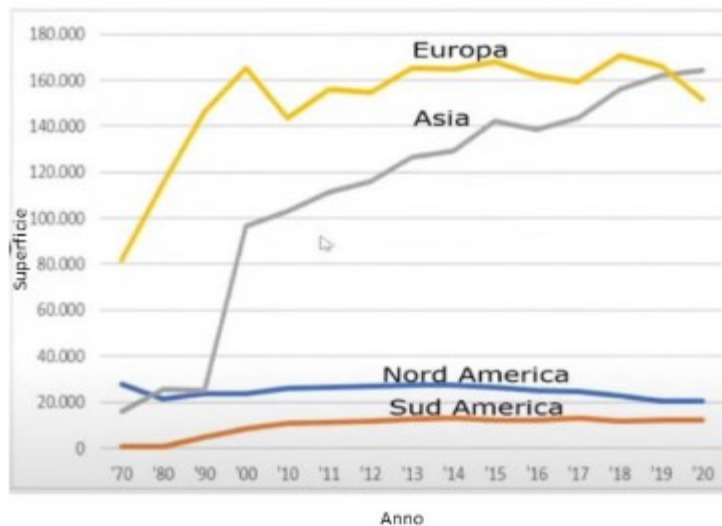


Figura 3: andamento delle superfici dedicate alla coltivazione di fragola nel mondo, fonte Italia Fruit News

3.3 La fragola in Europa

La coltivazione delle fragole è diffusa in molti Paesi dell'Unione Europea per una produzione annua in piena area di circa 1,2 mln di t nel 2019 (fonte: Eurostat). La coltivazione in serra e tunnel prolunga la campagna commerciale di molti Paesi produttori sia continentali (Belgio, Germania, Olanda, Polonia), sia mediterranei (Italia e Spagna), ma non sempre consente di soddisfare completamente la domanda interna. L'export è quindi prevalentemente alimentato dal "gap" di offerta tra i Paesi mediterranei (comunitari e non) e la domanda dei mercati dell'Europa del Nord. Gli scambi commerciali tra i Paesi membri dell'Ue-27 "post brexit" (quindi escluso il Regno Unito, Paese importatore netto di fragole) al termine del quinquennio 2015-19 hanno superato i 900 mln di euro, con un incremento del valore intorno al 20% nel periodo considerato. A sua volta, il commercio intra-comunitario in volume è salito da 360 a oltre 400.000 t. (Lunati, 2021)

Andando nel dettaglio delle produzioni dei singoli paesi è seduta sul trono la Spagna con il 26% delle superfici, seguita dalla Polonia che si ferma al 15%, la Germania al 12%, la Gran Bretagna all'11% e l'Italia con il 10%. La Spagna, secondo i dati Ifapa, conta circa 6.700 ettari con un passaggio da una situazione monovarietale di 20/25 anni fa ad un panorama attuale molto ampio.

In Europa, la produzione di fragola sta diminuendo in Belgio, Francia, Italia e Spagna, mentre, al contrario, un'espansione della coltura è in atto nel Regno Unito, Germania e

Olanda. In genere si registra un aumento della coltura protetta sotto tunnel e della coltura su substrato (“fuori suolo”).

3.4 La fragola in Italia: coltura protetta e meridionalizzazione della produzione

L’andamento della fragolicoltura nazionale ha vissuto, nell’ultimo mezzo secolo, profonde trasformazioni. Fra gli anni ’70 e ’80 l’Italia era leader in Europa per la coltivazione della fragola: la superficie a essa destinata aveva raggiunto circa 14000 ettari, dei quali il 61% ubicati nel Nord (2000 ettari nella Valle Padana) e il 39% al Sud. In seguito la superficie è progressivamente calata, dagli oltre 9000 ettari del 1990 ai quasi 6000 ettari del 2000, fino ad attestarsi su 3.500-4.000 ha negli ultimi due decenni. Nel 2019 gli ettari coltivati erano 3.800, di cui il 31% al Nord e il 69% al Sud. (Pugliese, 2020) Questi dati confermano una sostanziale stabilità negli ultimi anni e una progressiva meridionalizzazione delle produzioni. Secondo i dati di Cso Italy, nel 2020 le superfici specializzate dedicate alla fragola sono state pari a 3.646 ha, con un calo del 4% circa rispetto al 2019. Si rileva, pertanto, una lieve diminuzione dopo un periodo di crescita che aveva portato a guadagnare oltre 250 ha nel quadriennio 2016-2019. L’83% delle superfici investite sono in coltura protetta e solamente il 17% resiste ormai in pieno campo. Circa 250 ha sono coltivati con tecnica biologica. (figura 4)

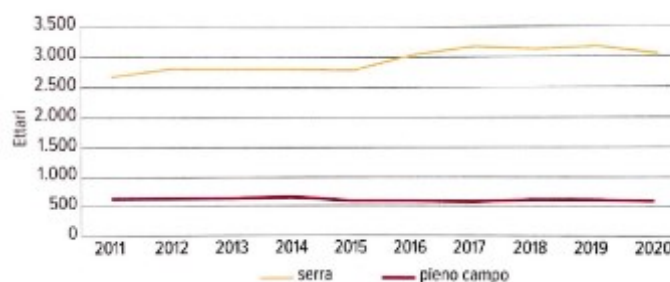


Figura 4: Superfici coltivate a fragola in coltura protetta e pieno campo 2011-2020 in Italia (Fonte: CSO Italy)

Nonostante l’Italia abbia un posizionamento dimensionale tuttora di primo piano nel panorama internazionale (Figura 5), dalla lettura dei trend di medio – lungo periodo emerge con chiarezza il processo di ridimensionamento che ha caratterizzato il comparto (Angelini, 2010). Si abbassano le superfici agricole dedicate, ma rimane competitiva la produzione. A elevare le rese unitarie ha contribuito sostanzialmente anche la diffusione delle colture

protette, la cui estensione è andata continuamente aumentando negli ultimi anni (Baldini, 1992). La coltivazione in tunnel della fragola si sceglie sia per accentuare la precocità (soprattutto al Sud), sia per proteggere le piante dalle intemperie (dovunque e in particolare negli areali settentrionali) (Pugliese, 2020).

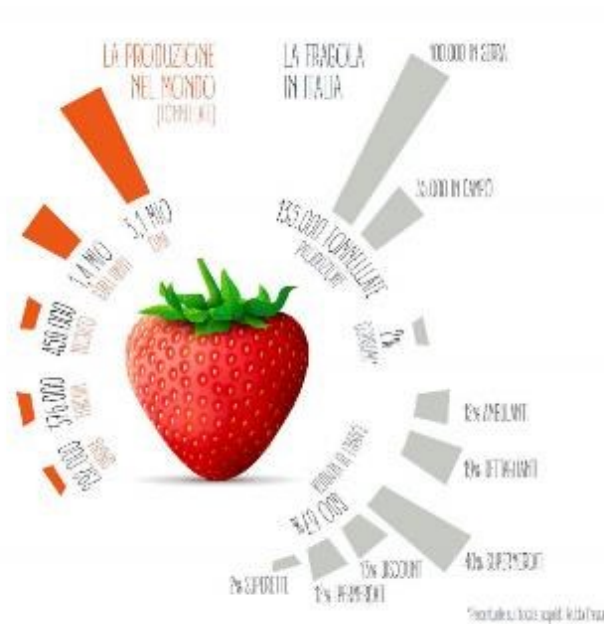


Figura 5: Produzione e resa della fragola in Italia e nel mondo

Oltre allo sviluppo della coltivazione protetta, la fragolicoltura italiana ha vissuto in questi decenni la costante meridionalizzazione della produzione.

Oggi nel Sud Italia si concentrano oltre 2.600 ettari: Basilicata e Campania rimangono le prime regioni produttrici con più di 1.000 ettari ciascuna e da sole coprono il 50% degli ettari totali. Il complesso delle 4 maggiori regioni del Nord supera di poco il 22% con 1000 ettari coltivati: sono soprattutto Veneto ed Emilia-Romagna a evidenziare le maggiori sofferenze, con una perdita del 20% delle superfici coltivate nell'ultimo quinquennio, mentre Piemonte e Trentino-Alto Adige evidenziano maggiore stabilità. Ciò è in parte un riflesso delle difficoltà che si riscontrano nelle aree produttive i cui raccolti si concentrano soprattutto nelle fasi centrali della campagna, mentre chi è in grado di arrivare sul mercato nelle fasi più estreme, precoci o tardive, riesce ancora a opporre una più tenace resistenza alla concorrenza estera, rappresentata ovviamente in larga parte dalla Spagna. Nelle regioni del Centro si collocano oltre 500 ettari (Cricca, 2020).

Nord e Sud si differenziano nettamente per il sistema produttivo. Nelle aree meridionali è

avvenuto il passaggio dalla tradizionale pianta frigoconservata a quella fresca a radice nuda o cima radicata. Si mira alla qualità del prodotto a seguito di una prolungata raccolta di pochi frutti, pur aumentando i costi della manodopera. Il Nord invece, è più incline a piante frigoconservate ed è orientato verso la raccolta concentrata di 200-300 grammi di frutti per volta. La forte correlazione negativa tra resa e qualità ha indotto i produttori del Nord a scegliere varietà molto produttive, ma spesso caratterizzate da frutti di qualità poco elevata con ovvie ripercussioni in termini di prezzo.

Nelle aree produttive settentrionali, la coltivazione della fragola è ormai diffusa soprattutto in aziende coltivatrici di piccole o medio-piccole dimensioni, a differenza del Sud Italia dove si riscontrano anche centri produttivi di maggiore rilievo dimensionale. Al Sud si coltivano maggiormente piante in pieno campo sotto tunnel mentre al Nord in coltura protetta fuorisuolo.

Rispetto agli altri Paesi, in cui la fragolicoltura si concentra in larga parte in una sola area, l'Italia mantiene un'apprezzabile diversificazione produttiva. e, grazie a condizioni climatiche piuttosto differenziate tra le regioni produttrici, anche un panorama varietale piuttosto articolato.

3.5 Calendarizzazione della produzione italiana: diversificazione regionale

La fragola è un'importante referenza frutticola nel “*made in Italy*” definita da una produzione distribuita su tutto il territorio italiano (dalle Alpi alla Sicilia) (figura 6), caratterizzata da diversi areali produttivi, tutti con proprie peculiarità ambientali ed agronomiche. (tabella 2) Questo ha permesso di fatto una forte destagionalizzazione delle fragole prodotte in Italia, portando ad una forte diversificazione delle varietà selezionate, delle tecniche di coltivazione, dei calendari di raccolta e della commercializzazione. Tutto ciò consente di avere fragole italiane per quasi tutto l'anno, rendendole adatte a diverse situazioni di mercato.

Tabella 2. Superfici destinate alla coltivazione di fragola in Italia in coltura specializzata nel 2020 - 2021 (Fonte: CSO Italy).

Regioni	Ettari nel 2020	Ettari nel 2021	Var % 2021/2020
Piemonte	143	148	+3%
Trento	119	119	=
Bolzano	115	115	=
Veneto	246	253	+3%
Emilia-Romagna	197	200	+2%
Campania	939	995	+6%
Basilicata	841	999	+19%
Calabria	137	142	+3%
Sicilia	309	319	+3%
Altre Regioni	601	672	+12%
Totale	3.646	3.962	+9%

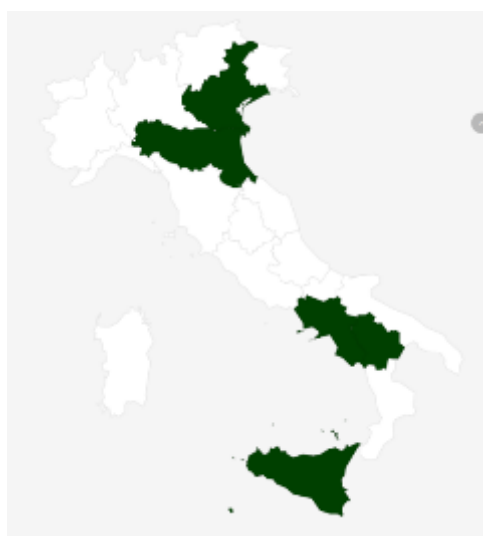


Figura 4: rappresentazione delle principali regioni produttrici di fragola; da nord a sud, Veneto, Emilia – Romagna, Campania, Basilicata, Sicilia

*L'inizio della produzione di fragole, in Italia, avviene in Sicilia tra la fine di dicembre ed i primi di gennaio. Le aree produttive sono la provincia di Marsala e Trapani. Qui la tecnica di coltivazione è il tunnel (messo in opera dal mese di ottobre) con piante 'cime radicate' messe a dimora tra la fine d'agosto ed i primi di settembre. La varietà principalmente coltivata è **Florida Fortuna**^{*®}, dal basso fabbisogno in freddo: copre la quasi totalità della scelta varietale (Cricca, 2020).*

Dopo la Sicilia segue la produzione della Calabria. Nell'areale di Lamezia Terme (CZ) si concentra quasi tutta la produzione calabrese. Il periodo di raccolta rispetto alla Sicilia è leggermente ritardato a causa sia delle condizioni climatiche meno favorevoli e sia all'uso

delle piante fresche a radice nuda (che sono meno performanti nel periodo precoce rispetto alle più performanti piante cime radicate). L'affermazione della fragolicoltura in ambiente protetto ha consentito di sfruttare meglio le condizioni climatiche e gli effetti di eventi climatici sfavorevoli.

Le principali varietà coltivate sono *Sabrina*, *Marisol*, *Camarosa*, *Kamil** e *Florida Fortuna*. Le piante vengono messe a dimora nella prima decade di ottobre. Negli ultimi anni sta crescendo anche una piccola produzione di fragola rifiorante (varietà *Albion*) nell'altopiano della Sila con produzioni di qualità durante tutto il periodo estivo (Cricca, 2020).

Il picco massimo della produzione italiana si raggiunge nei mesi di aprile – maggio, quando si concentrano le produzioni campane, lucane, romagnole e venete.

La Campania è la seconda regione italiana per produzione di fragola con oltre 900 ettari. Le due aree produttive sono la Piana del Sele e l'Agro-Aversano. In entrambi i casi la tecnica di coltivazione è la coltura protetta con l'ausilio di tunnel messi in opera circa un mese dopo la messa a dimora delle piante fresche a radice nuda, che avviene all'inizio di ottobre. In questo modo la raccolta può avvenire da gennaio fino a fine maggio. Le principali varietà sono *Sabrina** e *Melissa** (31% del totale) (Cricca, 2020).

La Basilicata è la regione italiana con la maggiore superficie coltivata con piante di fragola con poco meno di mille ettari. La principale varietà coltivata è *Sabrosa Candonga*, che identifica perfettamente la fragolicoltura lucana. Per l'impianto vengono unicamente usate piante fresche a radice nuda messe a dimora nella prima decade di ottobre. La raccolta è possibile da gennaio a fine maggio". Possono essere presenti piccole presenze d'impianti con altre varietà: *Melissa*, *Marisol* e *Florida Fortuna* (Cricca, 2020).

Negli ambienti meridionali sono concentrati i quasi 2/3 della produzione nazionale, con un trend in crescita. In aumento anche la scelta della coltura protetta rispetto al pieno campo: al sud Italia l'uso delle protezioni, sia per proteggere che per anticipare la raccolta, ha raggiunto nel quasi la totalità degli impianti.

La Valle Padana, in Emilia - Romagna era nei primi anni '80 la principale area produttiva in Italia. Oggi la situazione è invece molto diversa: dai circa 2000 ettari si è arrivati a poco più di 200 ettari. La coltivazione tradizionale del pieno campo è stata quasi totalmente sostituita dalla coltura protetta, con diverse forme strutturali. Le principali varietà coltivate sono *Sibilla*, *Clery*, *Joly*, *Brilla*, *Roxana NF205*, *Alba NF311* e *Aprica*. Le piante di fragola usate sono le frigoconservate messe a dimora a fine luglio e le cime radicate messe a dimora

a metà agosto. La raccolta è concentrata in 25-30 giorni tra aprile e maggio (Cricca, 2020). Il Veneto, oggi, è la regione leader del nord Italia. Qui la tecnica usata permette una prima produzione autunnale ed una seconda produzione primaverile, grazie all'uso di piante frigoconservate dalle elevate dimensioni (A+) messe a dimora nella seconda metà di agosto. Lo standard varietale classico (e unifero) è rappresentato da *Aprica*, *Garda*, *Eva*, *Antea*. Si stanno diffondendo anche le varietà rifioranti (*Malga SG134* in particolare) che permettono di estendere la raccolta al periodo estivo (Cricca, 2020).

La raccolta estiva delle fragole deriva dal nord Italia, in particolare dalle produzioni trentine e piemontesi.

In Piemonte la principale area è quella del Cuneese. Tra le cultivar unifere usate abbiamo *Asia NF421*, *Alba NF311* e *Clery*, che di fatto ritardano di circa 2 settimane l'epoca di maturazione della Valle Padana. La tecnica di coltivazione è del tutto simile a quella dell'Emilia-Romagna. Nelle aree più montane del Piemonte c'è la possibilità di usare varietà rifioranti, facendo ricorso però a piante frigoconservate messe a dimora nel mese di aprile. In questo caso le varietà principali sono *Portola* e *San Andreas* e consentono un flusso produttivo costante per tutti i mesi estivi.

In Trentino la tecnica principale è quella del 'fuori suolo'. Vengono utilizzate sia varietà unifere che varietà rifioranti. Fra le varietà unifere c'è *Elsanta*. Le piante messe a dimora sono quelle del tipo frigoconservato 'ingrossate' (tipologia 'Tray Plant' o 'Waiting Bad') che vengono opportunamente preparate al fine di programmare la produzione. Nelle medesime aree di coltivazione, sempre in coltura fuori suolo, si stanno affermando notevolmente le varietà rifioranti *Murano* e *Portola* che consentono un flusso produttivo per tutta l'estate.

In Alto Adige la fragolicoltura è localizzata in diverse vallate, ma è particolarmente diffusa in Val Martello. La principale varietà unifera è *Elsanta*. L'impianto, in genere di durata triennale, viene eseguito con piante frigoconservate di elevate dimensioni (A+ o WB) che forniscono un primo ciclo di fruttificazione dopo circa 40-50 giorni dalla piantagione. Anche in queste zone alpine si stanno affermando gli impianti con varietà rifioranti, soprattutto in coltura fuori suolo. Capofila varietale è *Murano*.

CAPITOLO 4

TECNICHE VIVAISTICHE DI PROPAGAZIONE DELLA FRAGOLA

4.1 Il contesto in cui sta evolvendo la produzione vivaistica

Le tecniche di produzione della fragola hanno subito negli ultimi anni un notevole cambiamento a seguito dell'espansione delle aree produttive e del calendario di raccolta (Neri et al., 2009). Non meno importante è l'influenza dello sviluppo di nuove tecniche di coltivazione della fragola, diverse da quelle tradizionali, quali la coltura autunnale, le programmate in suolo e fuori suolo che permettono di ottenere fragole fuori stagione. Ad esempio, osservando il contesto nazionale, la produzione al nord è stata ampliata includendo un primo raccolto in autunno e un secondo nella primavera – estate successiva, mentre al sud è stata anticipata a inizio inverno per poi continuare diversi mesi, inclusi quelli primaverili.

Di conseguenza, in attesa che il miglioramento genetico metta a disposizione varietà rifioranti adatte ad un ampio ventaglio di condizioni climatiche, che siano in grado di entrare rapidamente in produzione dopo il trapianto in campo e che diano frutti di qualità e conservabilità ottimali per la commercializzazione, si cercano diverse soluzioni per produzioni nei periodi fuori stagione, anticipate o ritardate (Neri et al., 2009). Tutto ciò ha determinato un adeguamento di tutte le tecniche vivaistiche finalizzate ad offrire un prodotto in grado di soddisfare le nuove esigenze dei produttori. Così si parte dalla diversificazione della qualità del materiale di propagazione prodotto nei vivai.

L'enorme plasticità che la fragola dimostra nel processo di differenziazione a fiore e nella gestione dell'architettura della pianta permette alla produzione vivaistica di ottenere piante con notevoli diversità di potenziale produttivo a parità di genotipo.

Le tipologie oggi disponibili sono numerose e diversificate. La classificazione commerciale proposta da Angelini et al. le vede suddivise in piante frigoconservate (tipo A, A+, Waiting Bed, Tray plant e minitray) e piante fresche (cime radicate, piante fresche a radice nuda). Questa le differenzia in funzione dell'avvenuta o meno conservazione frigorifera della giovani plantule.

La classificazione proposta da Neri et al. (Tabella 1) suddivide il materiale vivaistico in base a:

- produzione di materiale di propagazione di partenza (stolone oppure pianta fresca già

- radicata, pianta frigoconservata; stoloni con provenienza da vivai di alta montagna);
- presenza di pane di terra o di radice nuda;
 - in vasetto o in alveolo;
 - conservata in frigorifero oppure messa a disposizione tal quale dopo l'estirpazione dai vivai (pianta fresca);
 - differenziata a fiore oppure no

Questa diversificazione ha portato alla propagazione di piante con caratteristiche fisiologiche e differenziazione a fiore molto diverse e specifiche per ciascun sistema produttivo, in quanto ciascun fattore porta alla definizione finale dell'attitudine produttiva (entità e durata) di ciascuna categoria. Nulla vieta che si possano ottenere ulteriori categorie combinando i fattori in altro modo, se questo può risultare utile per i produttori di fragole. Ciò permette di comprendere la differenziazione del materiale di propagazione in funzione della diversa offerta di produzione di frutti freschi nell'anno solare. Non meno importante anche la relazione a nuove tecniche di coltivazione fuori suolo in coltura protetta.

Tabella 1: classificazione vivaistica delle piante di fragola. Fonte: Tipologie e qualità del materiale vivaistico Neri et al., 2009

	Nome commerciale	Materiale di partenza	Radice nuda	Vasetto, alveolo	Conservazione frigorifera	Stagione e durata della produzione	Stato fisiologico
1	Cima radicata (Rooted runner)	Stolone	No	Si	No	Primaverile 1 – 3 mesi	-Pianta fresca -In vaso -Senza infiorescenze
2	Piante in vasetto (in alveolo) (Tray plant)	Stolone	No	Si	Si, 3-9 mesi	Fuori stagione Autunno - primaverile 1 mese	- pianta in vaso - refrigerata - con infiorescenze
3	Piante fresche (Fresh dug plant)	Stolone	Si	No	No	Produzione tradizionale Primaverile – estiva 1 mese	- pianta fresca - senza infiorescenza
4	Piante fresche differenziate (Dug plant high altitude)	Stolone in alta quota	Si	No	No	Invernale – primaverile 2 – 3 mesi	- pianta fresca - con infiorescenze
5	Piante in vasetto (alveolo) (Tray plant)	Pianta frigo	No	Si	Si, 4-9 mesi	Fuori stagione Autunno – primaverile 1 mese	- piante di grosse dimensioni - in vaso - refrigerata - con infiorescenze
6	Piante frigo di diverso calibro (frigoplant)	Stolone	Si	No	Si, 7 mesi	Primaverile – estiva 1 mese	- pianta estirpata in inverno - refrigerata - con infiorescenze
7	Piante ingrossate (Waiting bed)	Pianta fresca	Si	No	Si, 3-9 mesi	Fuori stagione Autunno – primaverile 1 mese	- piante di grandi dimensioni - refrigerate - con infiorescenze

L'elemento imprescindibile della valutazione qualitativa del materiale è la rispondenza genetico – sanitaria richiesta dai protocolli di certificazione. Il problema attuale è la mancanza di uno standard per ciascuna categoria in quanto non è possibile attuarne uno uguale per tutte, almeno da un punto di vista agronomico. La qualità delle piante non è più valutabile in termini assoluti con gli usuali parametri legati alla dimensione del colletto (classificazione delle piante tipo A e A+) in quanto ogni pianta può presentare opportunità vantaggiose se ben utilizzata. Tuttavia può raggiungere il massimo delle potenzialità produttive solo se coltivata con tecniche appropriate. È vero anche il contrario, senza una pianta appositamente preparata è difficile ottenere una produzione di frutti economicamente interessante. Quindi, si possono predisporre in vivaio piante programmate in vaso (alveolati o tray) per i diversi sistemi di produzione di varietà unifere (a giorno corto), da sottoporre a lunghi periodi di conservazione frigorifera (tray plant). Oppure si possono preparare piante in vaso da stoloni (cime radicate) in ambienti caratterizzati da un andamento climatico (termofotoperiodo) che induce a fiore in anticipo le piante e fornisce un quantitativo in freddo adeguato per una rapida ed efficiente ripresa di crescita autunnale (Takeda, 2007). Questo risulta facile soprattutto con varietà a basso fabbisogno in freddo invernale adatte agli ambienti meridionali.

4.2 Produzione vivaistica del materiale di propagazione

Molti vivai dedicati alla propagazione di piante di fragola sono collocati in aree con specifiche attitudini climatico – ambientali. Viene richiesto l'utilizzo di campi estesi con suoli sabbiosi, livellati, ben drenati. Devono essere collocati distanti dai campi dedicati alla produzione di frutti per evitare contaminazioni aeree e mantenere uno stato fitosanitario elevato delle piante. Anche l'altitudine e la latitudine giocano un ruolo fondamentale nel collocamento dei vivai. Queste influenzano la differenziazione a fiore ed il livello di maturazione fisiologica della giovane pianta (M. Gambardellal et al., 2016). L'ottimizzazione della produzione stolonifera delle piante madre è favorita da un range di temperature estive che oscillano tra i 25 e i 30 °C. Le temperature autunnali invece dovrebbero scendere velocemente intorno ai 7 °C al fine di garantire sin da subito il raggiungimento delle ore di freddo (chilling hours). Proprio per questo motivo sono preferite latitudini estreme e altitudini dai 1000 m s.l.m.. Infatti in Europa i vivai sono collocati principalmente in Spagna (nelle province di Avila, Segovia e Valladolid), nel nord Italia

(Emilia – Romagna e Veneto) e Francia (Aquitaine e Midi – Pyreneés). Interessante anche lo sviluppo della Polonia e della Romania. Nel nord America le principali produzioni vivaistiche si concentrano a nord della California, in Oregon e in North Carolina negli Stati Uniti, Ontario in Canada. In sud America Cile e Argentina producono, non solo per soddisfare il loro fabbisogno interno, ma per fornire paesi come il Brasile, Bolivia, Perù e Colombia.

La produzione di piante di fragola non richiede solo il pieno campo, ma anche laboratori per la propagazione in vitro. (M. Gambardellal et al., 2016) La micropropagazione sfrutta la totipotenza cellulare dell' apice meristemato gemmario di uno stolone. In laboratorio, in condizioni di assoluta asepsi, dalla coltura in vitro, in poche settimane, a seguito di proliferazione si è in grado di ottenere un gran numero di piante risanate o virus free. Questo materiale può essere utilizzato per l'ottenimento di piante madri virus esenti che possono entrare nel processo di produzione di piante certificate su base volontaria. La produzione di fragola in vivaio sta riscontrando una crescita dei problemi fitosanitari ad essa annessi. Ciò viene favorito sia dalla globalizzazione della distribuzione delle piante sia dalla richiesta crescente di nuove tipologie di piante in tempi sempre più brevi. Di fatto la micropropagazione assieme ad un protocollo di produzione vivaistica ben definito può assicurare una rapidità di esecuzione ed un'elevata qualità fitosanitaria del materiale. L'efficienza ottenuta può essere utilizzata per produrre piante madri da utilizzare sia in pieno campo che fuori suolo (Capocasa et al., 2021).

Inoltre secondo Boxus et al. piante di fragola micropropagate producono un maggior numero di catene stolonifere. Di fatto, nella scelta del materiale di propagazione deve essere posta l'attenzione anche sulla capacità stolonifera della cultivar selezionata. Le piante madri che clonano le giovani piante figlie d'interesse per il vivaista possono produrre dalle 5 alle 20 catene stolonifere per pianta, corrispondenti a un minimo di 40 – 50 piantine figlie fino ad un massimo di 80 – 100.

In condizioni di pieno campo, in media, un ettaro di vivaio ospitante circa 10.000 piante madri produrrà da 400.000 a oltre 1 milione di piante figlie, con una media di 600.000 piantine commerciabili (Reda, 1992). Inoltre esiste un'ulteriore differenziazione: le cultivar riflorenti stolonizzano molto meno (dato l'antagonismo esistente tra attività stolonifera e attività riproduttiva che tende a prolungarsi per tutta l'estate) Laddove la coltivazione delle

piante madri avvenga fuori suolo gli stessi calcoli vanno rapportati ai metri lineari di serra occupati.

4.3 Produzione vivaistica: piante frigoconservate

Le piante frigoconservate sono prodotte a partire da piante madre coltivate in vivai situati in terreni sabbiosi, livellati, ben drenati e disinfettati. In una gestione vivaistica tradizionale a ciclo stagionale completo, le piante madri vengono messe a dimora nel tardo autunno (o a fine inverno al nord). Vengono opportunamente distanziate (1 – 2 m inter fila e 0.40 – 0.80 m intrafila) e lasciate vegetare per un'intera annata fino alla fine dell'autunno. Gli stoloni, man mano che crescono, sono talora "pettinati" con rastrelli o attrezzi simili, in un'unica direzione (trasversale) per facilitarne la successiva estirpazione. Si possono anche lasciar crescere liberamente in ogni direzione fino ad intrecciarsi, purchè con quelli della stessa cultivar. Pratica indispensabile è l'eliminazione delle infiorescenze, di solito eseguita manualmente, per non ridurre il potenziale stolonifero della pianta. L'estirpazione di cime di stoloni radicati si farà meccanicamente a partire dal completo arresto dell'attività vegetativa, soprattutto dopo i primi geli di novembre – dicembre e potrà proseguire fino a che la pianta rimane in piena dormienza. Le piantine estirpate di solito non vengono trapiantate subito ma nell'estate successiva, previa conservazione frigorifera. (Reda, 1992) Appena trasportate in sala lavorazione le piantine vengono immediatamente ripulite dal fogliame, selezionate sulla base di caratteristiche biometriche e qualitative e classificate in "A" (8-10 mm, 700 piante/confezione) e "A+" (7-8 mm, 1000 piante/confezione) (figura 1).



Figura 1: lavorazione e selezione delle piante appena estirpate, pronte per essere frigoconservate

Alla categoria delle piante frigoconservate appartengono anche le classi commerciali delle waiting bed e delle tray plant. Le WB, sono piante di maggiori dimensioni rispetto alle A +, “ingrossate” in appositi vivai denominati "letti di attesa" (waiting bed), nei quali ripicchettate, nella seconda metà di giugno, piante frigoconservate o fresche. Anche le piante WB vengono frigoconservate con le foglie giovani e usate precocemente negli impianti in suolo o fuori suolo per produzioni programmate in estate.

Le piante TP (*Tray Plant*) sono ingrossate in particolari contenitori di polistirolo (*tray*) da 15 fori contenenti un substrato costituito principalmente da torba bionda fibrosa. Le piante TP si originano da stoloni non radicati prelevati da vivai o da piante madri coltivate fuori suolo. Nel periodo invernale le piante, in pieno riposo vegetativo, sono tolte dai contenitori di polistirolo e con tutto il substrato e le foglie più giovani, poste in frigoconservazione in confezioni di circa 50-100 piante per cassa.

4.3.1 Pianta tipo A

E' la pianta standard frigoconservata più diffusa nelle colture tradizionali del nord Italia. Viene moltiplicata in appositi vivai costituiti nel periodo primaverile a pieno campo, in terreni sabbiosi ben drenati e livellati ed estirpati meccanicamente in inverno (figura 2), nella fase di pieno riposo vegetativo. Generalmente, prima dell'estirpazione, viene effettuata una defogliazione meccanica per agevolare le operazioni successive.



Figura 2: estirpazione meccanica in pieno campo

Una volta giunte alla sala lavorazione, vengono asportate le foglie restanti lasciandole solo una o due centrali più giovani, e poi selezionate in base al diametro del colletto che deve essere compreso, per queste categorie, fra 8 e 12 mm. Vengono confezionate in casse contenenti in genere 700 piante poste umide, in mazzi e in posizione verticale all'interno di sacchi in plastica chiusi e con poco ossigeno.

Rapidamente le pedane di casse vengono poste in celle frigorifere per la preraffreddatura e poi accatastate ad una temperatura che varia da -1.5 a -2 °C, in grado di bloccare l'attività vegetativa delle piante senza danneggiare i tessuti.

Le piante che presentano un diametro di colletto di 6 – 8 mm sono considerate di seconda scelta (A-) e confezionate in mazzetti di 900 – 1000 piante per cassa.

In alcune aree, come quelle del cesenate, si è diffuso l'acquisto di piante appena estirpate da vivai (gennaio) allo stato "grezzo" o "sfuso". Le piante contenute in bins di plastica all'interno di sacchi chiusi di polietilene, vengono consegnate direttamente dal vivaista al produttore, il quale effettua la pulizia, la selezione e il confezionamento e provvede alla frigoconservazione delle piante attraverso le strutture delle cooperative a cui è associato. Questo tipo di commercializzazione permette ai produttori di acquistare le piante ad un prezzo conveniente e permette di selezionare le piante in base alle proprie esigenze aziendali. Al vivaista, invece, apporta i vantaggi di una rapida commercializzazione delle piante prodotte, senza caricarsi dei costi di lavorazione e dei rischi legati alla frigoconservazione e alle eventuali giacenze di piante invendute.

La produzione di piante A per ettaro si può stimare in circa 500.000 unità.

Le piante frigoconservate di tipo A vengono impiegate principalmente nelle colture tradizionali, in tutti gli areali di coltivazione italiani (Lucchi, 2002).

4.3.2 Piante tipo A+

Presentano maggiori dimensioni rispetto al tipo A, con diametro al colletto compreso tra 12 e 15 mm. Sono ottenute in appositi vivai nei quali viene curata la distribuzione uniforme degli stoloni sul terreno, al fine di evitare densità troppo elevate di piantine che causano fittezza di vegetazione con conseguente riduzione del calibro, delle sostanze di riserva, minor differenziazione di gemme a fiore e più facili sviluppi di malattie, con maggiori difficoltà di intervento per il controllo. Per ottenere piante di qualità si effettua o l'eliminazione della pianta madre nei primi mesi estivi per lasciare più spazio di crescita alle

piantine figlie, oppure l'asportazione degli stoloni emessi tardivamente al fine di mantenere le prime piante figlie opportunamente ben distanziate. Qualora si rendesse necessario si può, infine, ricorrere al taglio del filamento stolonifero che scollega la pianta figlia dalla madre, per evitare l'emissione di nuovi stoloni.

Le piante A+ vengono frigoconservate con una rosetta di giovani foglie centrali, in confezioni di 250 – 300 piante per cassa.

La produzione per ettaro varia da 150.000 a 250.000 piante. È possibile ottenere da questi vivai anche piante A++ con dimensioni del colletto superiore ai 15 mm.

In genere si fa ricorso a questo tipo di pianta per avere un primo flusso di produzione dopo la piantagione, sfruttando le gemme a fiore differenziate in vivaio. Un secondo flusso di produzione si ha nella successiva primavera, quasi contemporaneamente ai fragoletti tradizionali.

Le piante A+ sono quindi ricercate per le colture autunnali del veronese e del meridione, ambiente in cui si ha la prima produzione in un periodo di mercato molto favorevole, iniziando la produzione a fine ottobre e proseguendo fino alla fine di dicembre. Grande interesse per questo tipo di piante è dato anche dalle colture programmate di montagna, in suolo e fuori suolo, per produzioni di fragole nei mesi estivi fuori stagione (Lucchi, 2002).

4.3.3 Piante waiting bed (WB)

Sono piante di grosso calibro, prodotte in appositi letti di attesa (da cui il nome inglese Waiting bed). Originano da una pianta frigoconservata di piccole dimensioni (A-) o da una pianta fresca a radice nuda. Vengono messe a dimora tra la fine di giugno e i primi di agosto, alla distanza di cm 30 – 35 x 30 – 35, alla densità di 120.000 – 180.000 piante/ha. Lo scopo principale è quello di ottenere, tramite ulteriore ciclo vegetativo, l'ingrossamento delle piante di partenza. Se queste sono frigoconservate, le piante ingrossate subiscono una seconda frigoconservazione prima della loro messa a dimora in campo, presentando quindi una parte di tessuti con un'età di due anni. Più giovani di quasi un anno risultano, invece, le piante WB ottenute da piante fresche.

Le piante vengono selezionate in base al numero di germogli che presentano al momento dell'estirpazione: in genere variano da 1 a 3. Vengono frigoconservate con le giovani foglie in confezioni da 150 – 250 piante per cassa. L'utilizzo di queste piante è finalizzato principalmente alle colture programmate. Devono garantire, in brevi periodi, produzioni

elevate e frutti di qualità con pezzatura uniforme.

La WB rispetto alla A+ presenta generalmente produzioni più elevate dovute al maggior numero di gemme a fiore che portano spesso però a frutti di piccola pezzatura. Questo tipo di pianta viene impiegato in piantagioni precoci, in quanto lunghi periodi di frigoconservazione riducono notevolmente le sostanze di riserva nei tessuti, abbassando la potenzialità produttiva. Per le modalità del suo ottenimento della pianta WB viene anche chiamata ripicchettata (Lucchi, 2002).

4.3.4 Trayplant (TP)

Sono piante ingrossate non in vivai, ma su un substrato di torba, in contenitori alveolati di plastica da 9 fori di 7 – 8 cm di diametro, partendo da piante fresche.

L'evoluzione delle piante di fragola coltivate in contenitori alveolati su substrato in torba nasce a partire dagli anni '90. Tale sistema è stato sviluppato in Europa centrale: le nazioni capofila sono Belgio e Olanda, seguite poi da Germania, Francia, Italia e UK. Ad oggi buona ne è la diffusione anche negli USA. Le TP nascono come alternativa alle WB e alle piante fresche a radice nuda (Figura 3). La tecnica di coltivazione fuori suolo degli stoloni e dunque delle cime riduce al minimo il rischio di infezione dell'apparato radicale (Lieten et al., 2000).

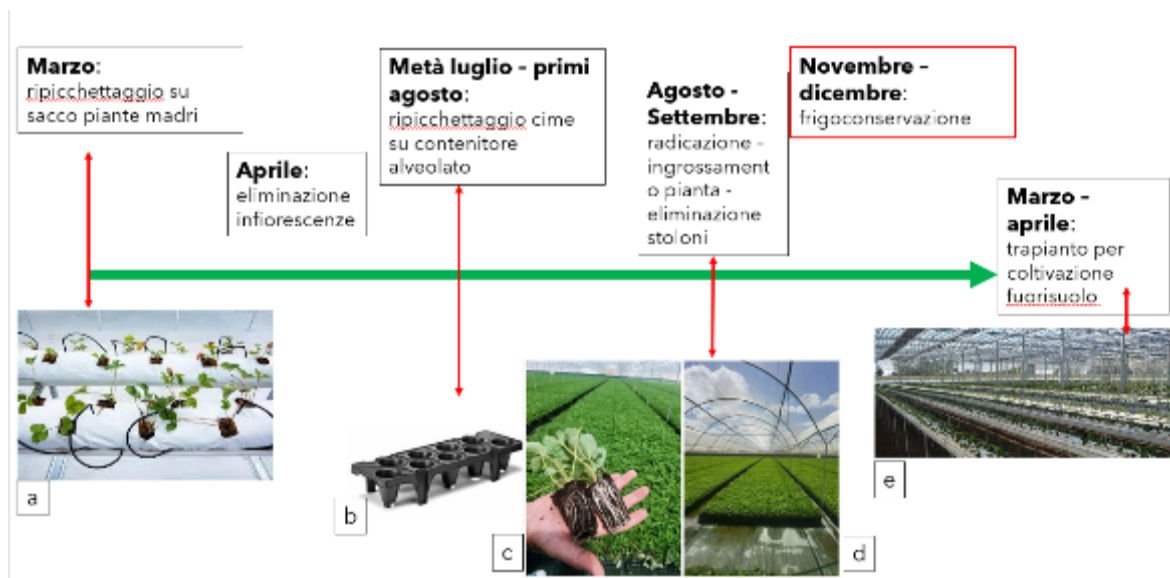


Figura 3: grafico riassuntivo del processo produttivo delle TP; a: coltivazione delle piante madri fuori suolo su sacco contenente torba, b: contenitore per ripicchettaggio delle TP, c: diversi livelli di radicazione delle cime su torba, d: coltivazione delle TP, e: trapianto delle TP su sistema di coltivazione fuori suolo

A marzo, le piante madri, selezionate per la produzione di TP, vengono coltivate su contenitori o sacchi in plastica contenenti torba o fibra di cocco. La coltivazione può avvenire in serra o in tunnel. Gli stoloni possono crescere sfruttando sia sistemi in orizzontale che in verticale. Il più comune è il sistema di coltivazione in verticale: i sacchi o i contenitori vengono posti sopra strutture di 1.5 m di altezza seguendo delle file da 1.2 – 1.5 m di larghezza. Gli stoloni non toccano terra in quanto la pavimentazione, in serra, viene ricoperta con film plastici. La densità delle piante madri per sacco o contenitore, considerata nella sperimentazione di Lieten et al., è di 2 – 3 generando una densità di 3 – 4 piante madri/m². Studi condotti da Capocasa et al. nel 2019 dimostrarono che da una densità di 8 piante per sacco è possibile ottenere una buona capacità stolonifera ed una produzione ottimale di cime senza che le piante madri entrino in competizione e generino stress idrico – nutrizionali.

In aprile si procede all'eliminazione delle infiorescenze dalle piante madri per promuovere la capacità stolonifera.

La preparazione delle cime, quindi il taglio delle catene stolonifere avviene tra la metà di luglio e gli inizi di agosto. Le cime da selezionare sono quelle di media grandezza e che presentano gli abbozzi radicali. Generalmente le cime vengono trapiantate in giornata all'interno dei contenitori alveolari. Altrimenti è possibile stocarle per uno o due giorni all'interno di celle frigorifere a temperature comprese tra 1 e 5 °C. Per la produzione di TP, generalmente i contenitori hanno dalle 8 alle 9 celle con una dimensione massima di 60 x 20 cm. Questi possono essere fatti in polistirene, polietilene e polipropilene.

Il substrato è costituito da una miscela di torba: è preferita una percentuale maggiore di muschio di torba rispetto alla torba nera. Per favorire la radicazione delle cime il substrato deve essere compatto, no fibroso.

Durante i primi 10 giorni dal trapianto, grazie al fog mist, si mantiene un'umidità elevata tra il 90 – 100% per favorire la traspirazione delle giovani plantule e la radicazione. Per una maggiore velocità di sviluppo radicale è bene osservare una temperatura di circa 20°C.

A settembre - ottobre, vengono eliminati gli eventuali stoloni che si sono formati. Le piante generalmente crescono sino alla fine di novembre – primi giorni di dicembre. Quando hanno raggiunto il loro fabbisogno in freddo ed hanno accumulato abbastanza carboidrati, possono essere stoccate in celle frigorifere a 1.5 °C (Lieten et al., 2000). Vengono conservate con il proprio pane di terra: ciò permette di facilitare le successive fasi di trapianto senza danneggiare l'apparato radicale.

La piantagione delle TP avviene generalmente nel periodo primaverile. Solo per alcune produzioni di alta gamma la piantagione avviene verso la metà di dicembre in serre riscaldate, con produzioni nei mesi da febbraio ad aprile. Per questa tecnica le piante a fine novembre vengono poste in cella frigorifera ad una temperatura di 3 – 4 °C per un periodo di 3 settimane, e di seguito messe a dimora in “fuori suolo”. Questo tipo di pianta, dato anche l’elevato costo, viene utilizzato esclusivamente per produzioni programmate fuori suolo, dove è in grado di fornire produzioni simili a quelle delle piante WB, ma con frutti di migliore qualità. (Figura 8: grafico riassuntivo del processo produttivo delle TP)

4.4 Produzione vivaistica: piante fresche

4.4.1 Piante fresche a radice nuda

Sono ottenute principalmente in vivai di altura situati in Spagna e Polonia. L’attività vivaistica si è diffusa in queste zone in quanto caratterizzate da freddi autunnali molto precoci, essenziali per le piante prima del loro trasferimento nei fragoletti meridionali in ottobre. Le piante vengono prodotte su terreni fertili, sabbiosi e con buone disponibilità idriche: si possono raggiungere produzioni massime fino a 400.000 piante/ettaro.

Le piante parzialmente defogliate meccanicamente prima dell’estirpazione, sono selezionate in due sole categorie in base al calibro del colletto e si presentano con una o due foglie per pianta, necessarie per favorire l’attecchimento e una rapida ripresa dopo la piantagione (ridotta superficie traspirante ma presenza di tessuti in grado di fotosintetizzare) (Figura 4).



Figura 4: mazzetti di piante fresche a radice nuda

Confezionate in casse di legno, vengono quindi immediatamente spedite per essere poste a dimora nelle aree meridionali di tutto il bacino del Mediterraneo. I vantaggi della pianta fresca, rispetto a quella frigoconservata, sono da attribuire ad una maggiore precocità di maturazione e a una maggiore qualità dei frutti nonché alla possibilità di ritardare la piantagione, con maggiore risparmio e razionalizzazione nell'utilizzo di acqua irrigua. Le piante fresche sono messe a dimora circa un mese dopo quelle frigoconservate. Il loro impiego è limitato alle varietà più resistenti ai patogeni che colpiscono l'apparato radicale e caratterizzate da frutti di grossa pezzatura.

Uno dei principali fattori limitanti nell'impiego di questo tipo di pianta è la percentuale di fallanze che si possono riscontrare subito dopo il trapianto. Il periodo tra l'estirpazione delle piante e la loro messa a dimora nei fragoletti può risultare troppo lungo (a causa delle grandi distanze tra i vivai e le zone di coltivazione) con il rischio di procurare forti stress alle piante, i quali si possono ripercuotere su un ritardo nello sviluppo vegetativo o addirittura provocare la morte delle piante stesse dopo la messa a dimora. Altro fattore limitante è l'utilizzo di piante poco sviluppate, ottenute in vivai con eccessiva densità di piantagione che induce le piante a filare (con il rischio di prolungare la fase vegetativa) e a ritardare e ridurre la differenziazione delle gemme che, è importante sottolinearlo, deve essere già avviata nei vivai prima dell'estirpazione.

4.4.2 Piante da cime radicate

Sono ottenute prelevando, da vivai opportunatamente predisposti, cime di stoloni non radicati (generalmente il primo e secondo stolone), ma provvisti di abbozzi radicali. (Figura 5a, 5b)



Figura 5a: cima tagliata all'estremità di una catena stolonifera per la produzione di cime radicate; 5b: cima in fase di accrescimento su pianta madre

Gli stoloni vengono prodotti a partire da piante madri che possono crescere sia in serra che in campo. In entrambi i casi occorre prestare attenzione a non far entrare in contatto gli stoloni con il suolo. In serra, vengono predisposti dei sistemi verticali per cui le catene stolonifere crescono sospese senza toccare terra. In campo, invece, viene effettuata una pacciamatura con paglia o film plastico. Oggi giorno la tecnica più diffusa è quella della coltivazione delle piante madri in serra, fuori suolo, su sacchi contenenti torba (Rowley et al., 2010).

In serra, la prima produzione di catene è possibile ottenerla dopo 8 – 10 settimane dal trapianto delle piante madri (Durner et al., 2002). La raccolta inizia quando le cime iniziano a presentare i primi abbozzi radicali. In funzione delle richieste, in vivaio, si potrà procedere a nuovi tagli ogni 10 – 14 giorni (Rowley et al., 2010). Come per le TP, anche per la produzione di cime radicate, il ripicchettaggio deve avvenire nello stesso giorno in cui sono state tagliate le catene stolonifere. In caso contrario si possono stoccare in celle frigorifere, al massimo per una settimana, ad un'umidità del 95% ed una temperatura di 0 – 2 °C (Durner et al., 2002).

Le cime vengono poste a radicare su substrato di torba in contenitori alveolati con fori del diametro di 3 - 4 cm, in un ambiente ombreggiato e provvisto di sistemi di nebulizzazione. (Figura 6a e 6b)



Figura 6a : ripicchettaggio di cime su substrato di torba in contenitore alveolato; 6b: serra dell'azienda Innesti Leopardi con sistema di attivazione ombreggianti e di nebulizzazione

Un'alternativa al mist è l'utilizzo di telo in plastica bianco perforato (Durner et al., 2002).

Nell'arco di 25 – 30 giorni le piante sono ben radicate, pronte per il trapianto.

Durante la messa a dimora in campo l'attecchimento è pressochè totale in quanto le piante mantengono il substrato di radicazione. Questo tipo di pianta ha sostituito in parte la pianta

fresca a radice nuda, mantenendo i caratteri positivi di quest'ultima (precocità di maturazione, buona qualità dei frutti), presentando il vantaggio di avere meno problemi di ripresa dopo il trapianto e consentendo una maggiore omogeneità d'impianto. Questo tipo di pianta permette piantagioni più tardive, senza perdere in produttività, e con minor dispendio di acqua per l'irrigazione. L'utilizzo di questo tipo di pianta si è diffuso inizialmente nelle aree di coltivazione del centro e nord Italia e nord Europa. Oggi viene largamente utilizzato nelle regioni meridionali.

4.5 Nuove prospettive: la micropropagazione

La micropropagazione è una tecnica di propagazione clonale in vitro (Sansavini, 2012). La micropropagazione vivaistica si avvale della capacità delle gemme dormienti, degli apici o delle gemme ascellari (con meristemi totipotenti) di generare nuovi germogli sotto l'azione di citochinine in grado di annullare la dominanza apicale. La totipotenza consiste nella capacità di una cellula già differenziata (es. mesofillo fogliare), ma integra (completa anche del genoma nucleare, plastidiale e mitocondriale), di riacquistare, attraverso un processo di de-differenziamento, la capacità di riprogrammarsi per rigenerare la pianta completa (radici e germogli avventizi ed embrioni somatici) (Sansavini, 2012). La micropropagazione, quindi, consiste nel coltivare in vitro un espianto, preventivamente sterilizzato, in condizioni ambientali controllate, su substrati di crescita artificiali.

La coltivazione di tessuti e la micropropagazione hanno acquisito oggi un ruolo importante nei sistemi di propagazione clonale delle piante, mostrando diversi aspetti positivi rispetto ai metodi tradizionali, quali: i) produzione di piante madri virus free per la produzione di materiale certificato virus esente; ii) propagazione delle piante non associata alla stagionalità; iii) produzione di un elevato numero di piante in poco spazio ed a costi ridotti; iv) rapida moltiplicazione di genotipi con una scarsa capacità di propagazione (George et al., 2008).

La micropropagazione è ampiamente utilizzata per la fragola (*Fragaria x ananassa* Duch.) sia per il miglioramento genetico che per la moltiplicazione di piante ad elevata qualità sanitaria (Cappelletti et al., 2015, 2016).

Infatti, questa tecnica, oggi, è uno strumento importante per la produzione vivaistica di piante madri di fragole ad elevato standard sanitario (Sabbadini et al., 2021). Non lo è per la produzione di piante pronte al trapianto in quanto genera il rischio di produrre variabilità

genotipica e fenotipica laddove non si controlli la concentrazione di citochinine nel substrato di crescita ed il numero di subculture effettuate.

4.5.1 L'evoluzione della micropropagazione della fragola

In Francia 1952 Morel e Martin furono i primi a dimostrare la possibilità di ottenere, per la fragola, piante madre virus free grazie al risanamento del materiale in vitro. Diversi aspetti della tecnica furono migliorati negli anni a venire da Adams (1972), Nish e Ohsawa (1973), Mullin et al. (1974) e Boxus (1974). Nel 1975, in Francia, l'Istituto Nazionale delle Ricerche Agronomiche inserisce il nuovo schema di micropropagazione proposto per migliorare il sistema di certificazione delle piante madri (Rancillac, 1988). Inizialmente riscontrarono talune problematiche: lo sviluppo morfo – fisiologico delle piante in vivaio al primo anno era omogeneo, ma negli anni successivi si osservarono problemi di eterogeneità e squilibri fisiologici della pianta. M.J. Rancillac e J.G. Nourisseau, dopo diverse prove, cambiarono la concentrazione di citochinine nella coltivazione in vitro delle piante madri e riuscirono ad ottenere un materiale idoneo caratterizzato da maggiore stabilità genotipica e fenotipica. Questa tecnica è stata sviluppata industrialmente in Italia a partire dal 1977 – 1978, sulla base di esperienze acquisite prevalentemente in Belgio (Reda, 1992).

La tecnica odierna di propagazione della fragola prevede diverse fasi (tabella 2).

Tabella 2: rappresentazione schematica delle fasi di propagazione in vitro di piante di fragola; Fonte Reda, 1992)

Fase	Ambiente	Durata giorni (n.)	Luce ore/giorno (n.)	Rapporto numerico (madre – figli)
Prelievo e sterilizzazione degli espianti	Provetta	60 – 90	16	1 a 1
Proliferazione	Vaso di vetro	15 – 50	16	1 a 5 – 20
Radicazione	Vaso di vetro	30	16	1 a 2
Ambientamento	Serra (tunnel, su torba)	30 – 40	Naturale	1 a 1
Premoltiplicazione	“sotto garza”	1 ciclo	Naturale	1 a 50 – 100
Moltiplicazione	Vivaio	1 ciclo vegetativo	Naturale	1 a 50 – 80

La prima fase prevede il prelievo e sterilizzazione degli espianti. Come materiale di partenza vengono utilizzati apici meristematici delle gemme finali di stoloni. Il prelievo del meristema

gemmaio potrà avvenire solo se la pianta madre avrà superato i test dell'indexaggio biologico e l'eventuale termoterapia, nel caso risultasse infetta da virus. Per comprendere le fasi di sterilizzazione degli espianti osserviamo il protocollo avviato da Cappelletti et al., 2016. Gli apici gemmari vengono lavati in acqua di rubinetto per 15 minuti, poi trattati con una soluzione di ipoclorito di sodio al 2% (v/v) e sottoposti ad una centrifugazione costante (100 rpm per 20 minuti). Successivamente vengono lavati 3 volte con acqua distillata sterile. Le gemme vengono trasferite poi in provette di vetro del diametro di 25 mm contenenti come substrato di proliferazione il MS (Murashige e Skoog, 1962), 3% di saccarosio, 1.1 μM di N6-benzilamino purine (BAP) e 7 g L^{-1} di agar, a pH 5.7. Le provette vengono poi trasferite in autoclave a 121 °C per 20 minuti. Dopo di che gli apici gemmari di fragola vengono messi all'interno di camere di crescita ad una temperatura di 24 ± 1 °C, aventi un fotoperiodo di 16 ore ($70 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) garantito da tubi a luce bianca fluorescente (Sabbadini et al., 2021). Dopo 2 settimane i mericlioni vengono trasferiti in un nuovo substrato e dopo 3 subculture passano all'interno di contenitori in vetro, di capienza maggiore (500 ml) contenenti lo stesso substrato di cui sopra. Ora inizia la seconda fase, la proliferazione. Nelle successive 2 – 3 settimane si formeranno altri nuovi germogli che saranno a loro volta suddivisi e trasferiti in altri vasi con substrato fresco nel quale vengono reintegrati gli elementi nutritivi che si sono esauriti con l'accrescimento delle colture. La capacità di moltiplicazione dei germogli si esprime mediante il tasso di moltiplicazione, cioè il numero di nuovi germogli prodotti in un mese da un singolo germoglio. Per la fragola, come misurato da Reda, a seconda del genotipo, può variare da 1:5 a 1:20. Durante la proliferazione la presenza di citochinina è fondamentale poiché attiva la divisione cellulare nei sistemi meristemati ascellari, svincolandoli dalla dominanza apicale del germoglio (Sansavini, 2012). Come venne enfatizzato da Swartz et al. (1981), è importante mantenere basse concentrazioni di citochinine nel substrato di crescita dei mericlioni di fragola per mantenere la stabilità fenotipica dell'espianto e della pianta che ne deriva. Quindi, per assicurare la produzione di piante di fragola propagate in vitro, si possono utilizzare dagli 0.3 a 0.5 mg L^{-1} (Rancillac et al., 1988). I contenitori vengono lasciati per 15 – 50 giorni all'interno di camere di crescita con fotoperiodo di 16. La fase di moltiplicazione termina quando viene raggiunto il numero prestabilito di germogli. Dopo di che si passa alla fase di radicazione. I singoli germogli vengono trasferiti su un substrato contenente soltanto auxina. Le radici sviluppano in 3 – 4 settimane e, le piante così formate, sono poi pronte per essere trasferite in serra per la fase

di acclimatazione (Jofre – Garfias et al., 2005). Dopo accurato lavaggio delle radici in acqua corrente, le piantine vengono trasferite in alveoli contenenti torba, trattate con un prodotto fungicida (per prevenire possibili attacchi parassitari) e trasferite in tunnel di acclimatazione situati all'interno di apposite serre.

4.6 L'attività vivaistica per la fragola nel centro Europa

I vivai che soddisfano le necessità dei produttori di fragola del centro Europa sono principalmente situati in Olanda, Germania, Francia, Italia, Polonia, Spagna e Regno Unito. Le tipologie di piante più diffuse sono le piante frigoconservate, fresca “cima radicata” e “mini tray” e “tray plant” (TP). In particolare, queste ultime vengono prodotte su larga scala per le coltivazioni in fuori suolo su substrato, molto diffuse in Olanda, Belgio e Francia. In particolare, in Olanda la produzione di piante TP, oltre che da vivaisti professionisti, deriva direttamente dai produttori per i propri impianti. La superficie vivaistica del Nord Europa è stimata in 1.700 ha in Olanda, 150 ha in Germania e 25 in Belgio; nel Sud Europa 1.100 ha sono presenti in Spagna, 280 ha in Italia e 270 in Francia. Da sottolineare come una parte consistente della produzione vivaistica effettuata in Polonia e Spagna sia rivolta alla produzione di piante fresche a “radice nuda”, preparate per gli ambienti di coltivazione del Sud Europa (Italia e Spagna in particolare).

CAPITOLO 5

CERTIFICAZIONE VIVAISTICA

5.1 Certificazione fruttiferi in Italia: quadro normativo

La certificazione del materiale di propagazione vegetale è un sistema ufficiale di controllo, basato su norme tecniche ben precise, messo in atto al fine di assicurare ai produttori piante sane dal punto di vista fitosanitario e geneticamente rispondenti alle caratteristiche varietali. In Italia, il processo è volontario e ha come finalità il conseguimento di produzioni vivaistiche altamente qualificate in quanto le piante certificate derivano da materiale ufficialmente controllato nelle diverse fasi della filiera (Angelini, 2010).

Il quadro normativo attuale di riferimento prevede che il settore dei materiali di moltiplicazione delle piante da frutto, sia regolamentato, per le specie principali, dalla direttiva 2008/90/CE del Consiglio. Quest'ultima ha sostituito la direttiva 92/34/CEE, introducendo alcune novità, tra le quali la più importante è quella di un sistema di certificazione comunitario, sino ad ora definito unicamente a livello dei singoli Paesi Membri, che si affianca alla CAC (Conformitas Agraria Communitatis), in vigore dal 1992. Per ciò che riguarda le misure applicative, ovvero il pacchetto delle direttive di Commissione che dettagliano gli aspetti tecnici, sono ancora in vigore le direttive n. 93/48/CEE, n. 93/64/CEE e n. 93/79/CEE.

La normativa riguarda i seguenti generi e specie: Agrumi e portinnesti (*Citrus L.*, *Fortunella Swingle* e *Poncirus Raf.*) *Pomoidee* e portinnesti (Melo, Pero e Cotogno), *Prunoidee* e portinnesti (Albicocco, Ciliegio acido e dolce, Mandorlo, Pesco, Susino europeo e sino-giapponese), Castagno, Fico, Fragola, Mirtilli, Noce, Nocciolo, Olivo, Pistacchio, Ribes e Rovo (Mora e Lampone).

Nel 2021, in materia di difesa fitosanitaria, entra in vigore il nuovo Regolamento UE 2016/2031. È stato recepito in Italia attraverso il D.lgs n.18 del 2 febbraio 2021 in cui sono state recepite e pubblicate le procedure per la produzione delle piante da frutto delle diverse categorie presenti oggi sul mercato, quali la CAC, Certificato Ue e la Qualità Vivaistica Italia o “QVI”. Quest’ultima è una certificazione attuabile su scala volontaria, con un livello di garanzia supplementare rispetto al Certificato Ue assicurando piante “virus free”. L'attuale normativa, definita dai provvedimenti suddetti, è stata applicata a livello nazionale attribuendo il compito ai Servizi Fitosanitari Regionali, che rappresentano quindi gli

organismi ufficiali responsabili anche per l'applicazione delle norme sulla commercializzazione dei materiali di moltiplicazione delle piante da frutto, al fine di garantire il rispetto dei requisiti previsti dalla CAC (fonte Masaf).

Alla luce del quadro normativo riferito, le categorie di piante disponibili in commercio per i frutticoltori sono 3: CAC, Certificato Ue e QVI.

La CAC (*Conformitas Agraria Communitatis*) rappresenta il livello qualitativo minimo obbligatorio con responsabilità e garanzia a totale carico del vivaista (Fornitore autorizzato) per gli aspetti riguardanti l'assenza di un ridotto numero di organismi nocivi non di quarantena e la corrispondenza varietale. A livello comunitario saranno contraddistinte da un cartellino di colore giallo.

La Certificazione europea livello qualitativo volontario che prevede una serie di requisiti da rispettare che possono essere così riassunti: Fornitori identificati; Filiera produttiva organizzata in fasi; Tracciabilità del processo produttivo; Controllo dei punti critici di processo; Controlli a carico degli Organismi Ufficiali o sotto sorveglianza; Responsabilità condivisa tra fornitore e Servizio Fitosanitario Regionale; Etichettatura ed imballaggio secondo modalità definite. Esso è così del tutto simile al livello indicato dagli standard EPPO, ed è piuttosto vicino allo stato sanitario Virus-controllato dei vecchi protocolli nazionali di certificazione volontaria. Tali produzioni saranno riconoscibili da un cartellino di colore blu. Chi aderisce a questo sistema, opera all'interno di procedure che determinano e definiscono una Certificazione di processo.

Il Sistema nazionale volontario di qualificazione del materiale di propagazione vegetale (QVI) è un livello qualitativo volontario che, fatti salvi i requisiti previsti dalle direttive comunitarie - Certificazione Europea compresa - vede l'implementazione di alcuni punti ed aspetti fondamentali quali:

- La partecipazione volontaria dei soli operatori aderenti al Sistema; mantenimento dei materiali iniziali in condizione di isolamento (screen house); materiali iniziali di comprovata sanità e identità varietale precedentemente ufficialmente riconosciuti dal Sistema; adozione di disciplinari tecnici di produzione che identificano i punti critici del processo;
- L'assenza e il controllo di un maggior numero di organismi nocivi rispetto alla Certificazione europea;

- Un maggior numero di controlli sulle produzioni, indicando i tempi di esecuzione e le modalità di saggio.

Tutto ciò definisce al meglio un sistema di Certificazione di processo e di prodotto.

La categoria QVI (Qualità Vivaistica Italiana), che sarà meglio identificata da un marchio di prossima istituzione da parte del Masaf, identificherà le produzioni di più elevato livello qualitativo. Questo permetterà all'Italia di proseguire la positiva esperienza dei programmi di certificazione volontaria delle produzioni vivaistiche, avviati su scala regionale nel 1980 e poi confluiti in un unico sistema nazionale a partire dal 2003. Sarà così possibile qualificare l'offerta in maniera chiara e ben distinguibile, rispetto a quanto oggi previsto dal Certificato Europeo.

5.2 La Certificazione volontaria

Il Servizio Nazionale di Certificazione Volontaria nacque nel 1987 con Decreto Ministeriale del 23 ottobre D.M. 23/10/1987 decretando l'Istituzione della certificazione volontaria delle specie arbustive ed arboree da frutto nonché delle specie erbacee a moltiplicazione agamica. Nel 1989 e 1991 segue la Nomina del Comitato tecnico-scientifico e successivamente l'allargamento dei componenti il Comitato. Il Servizio Nazionale di Certificazione Volontaria fu regolamentato nel 1991 dal Decreto Ministeriale 2 luglio 1991, n. 289 D.M. 02/07/1991, n. 289: Regolamento istitutivo del Servizio di certificazione volontaria del materiale di propagazione vegetale.

Il Servizio raggiunse però la condizione operativa con l'adozione dei protocolli tecnici solo con il D.M. del 31/12/1992 nel quale osserviamo i primi Protocolli tecnici per la moltiplicazione di Fragola (*Fragaria x Ananassa*) che verranno poi modificati dal D.M. del 27/03/1995 assieme a quelli delle *Prunoidee*, *Pomoidee*, Olivo, Agrumi e Noce.

Dopo l'emanazione dei disciplinari tecnici aumentò il numero di regioni italiane che aderirono al Servizio Nazionale di Certificazione Volontaria per Agrumi, Fragola Olivo e *Prunoidee*.

Dal 1995 al 2003 si assiste ad un'ulteriore evoluzione della certificazione volontaria. In quegli anni diversi furono i fattori che spinsero i vivaisti ad accettare programmi di qualificazione dell'offerta vivaistica locale. Essi puntavano alla riduzione della diffusione di malattie fitosanitarie (patogeni da quarantena) specialmente nel materiale vegetale di propagazione di *Pomoidee*, *Prunoidee*, *Olivo* e *Fragola*. La spinta all'adesione al sistema di

certificazione venne data anche dall'utilizzo di nuove tecniche diagnostiche di analisi per garantire la qualità sanitaria del materiale vegetale, dall'attuazione della direttiva comunitaria 92/34/CEE e dal trasferimento delle competenze agricole dallo stato alle regioni, le quali garantirono una maggiore rete di assistenza e controlli. Nel 2003, un nuovo decreto 24/07/2003 riorganizza il Servizio Nazionale di Certificazione Volontaria del materiale di propagazione vegetale delle piante da frutto. Il Mipaaf istituisce il Servizio Nazionale di Certificazione costituito da: Comitato Nazionale per la Certificazione, Segreteria Operativa e Servizi Fitosanitari Regionali. Questi ultimi sono responsabili della certificazione controlli sanitari e di corrispondenza varietale della loro regione. Quindi, a partire dal 2003, la certificazione volontaria, si è presentata come un sistema unico nazionale che, su alcune specie, si affianca, al minimo comunitario CAC, donando garanzie genetico-sanitarie e standard più elevati su due livelli: categoria Virus-controllato (materiale che risulta esente dai principali virus mediante controllo visivo) e categoria Virus-esente (materiale esente da tutti i virus noti controllato con metodiche di laboratorio).

Il quadro normativo nazionale è costituito dai seguenti decreti ministeriali (fonte Masaf):

- DM 24 luglio 2004: Organizzazione del servizio nazionale di certificazione volontaria del materiale di propagazione vegetale delle piante da frutto.
- DM 4 maggio 2006: Disposizioni generali per la produzione di materiale di moltiplicazione delle specie arbustive ed arboree da frutto, nonché delle specie erbacee a moltiplicazione agamica
- 5 DDMM 22 novembre 2006: Norme tecniche per la produzione di materiali di moltiplicazione certificati di Agrumi, della Fragola, dell'Olivo delle *Pomoidee* e delle *Prunoidee*

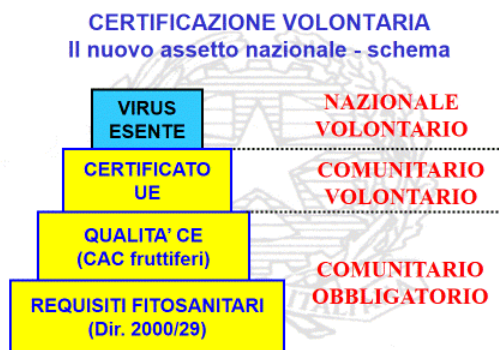


Figura 1: rappresentazione grafica del sistema di certificazione volontaria in Italia, fonte Masaf

La situazione descritta fu transitoria, infatti l'adozione delle misure applicative a livello comunitario apportò una modifica consistente dello scenario della certificazione volontaria, in quanto la certificazione europea, sulla base degli standard internazionali indicati dell'EPPO (Organizzazione Europea per la Protezione delle Piante), era pressoché equivalente alla categoria "Virus-controllato" della certificazione volontaria nazionale.

Di conseguenza, per la necessità di armonizzare a livello comunitario il settore vivaistico frutticolo, la categoria "Virus-controllato" venne sostituita da "Certificato CE", lasciando alla certificazione volontaria nazionale solo la categoria "Virus-esente", qualora i vivaisti volessero qualificare maggiormente le loro produzioni. (figura 1)

Attualmente la produzione delle piante certificate, così come schematizzato nella figura sotto riportata (figura 2), ha inizio con il materiale che viene fornito dal costituente ad un centro di conservazione per la premoltiplicazione (CCP) dove le piante vengono mantenute in sanità. Da queste, per filiazione diretta, viene prodotto il materiale vegetale di pre-base, di base e in ultimo il materiale certificato.

Il controllo del processo di certificazione è svolto dal Servizio fitosanitario regionale in tutte le fasi di produzione, attraverso diverse ispezioni di campo e la verifica della conformità della documentazione relativa al materiale richiesto in certificazione (documenti di commercializzazione, cartellini-certificato, ecc...). Spettano al Servizio fitosanitario anche il riconoscimento dell' idoneità dei campi di piante madri, dei laboratori di micropropagazione, dei vivai e delle rispettive strutture produttive.

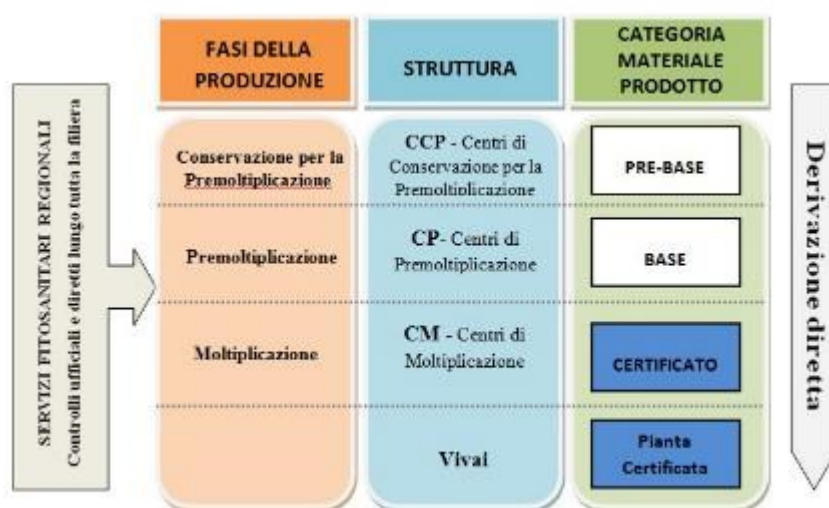


Figura 2: Fasi della produzione, Struttura per la moltiplicazione del materiale, categoria ed etichetta del materiale prodotto in base al sistema di certificazione volontaria in Italia, fonte Masaf

Accertata la conformità rispetto a quanto disposto dalle normative, il Servizio rilascia la certificazione ai materiali prodotti, attestata dal cartellino-certificato apposto sulle piante. Più in generale, il Servizio fitosanitario ha il compito di sorveglianza del territorio rispetto alla diffusione delle malattie da "quarantena" al fine di prevenire contaminazioni del materiale vivaistico.

A completare il quadro, alcune attività gestionali quali la predisposizione e la stampa dei cartellini da apporre alle piante, nonché il coordinamento nazionale e la raccolta dei dati relativi ai quantitativi effettivamente certificati, sono state affidate, mediante convenzione, all'organismo interprofessionale CIVI-Italia, riconosciuto allo scopo con DM 2 dicembre 1993.

In Italia ci sono 9 Centri di Conservazione e 10 Centri di Premoltiplicazione.

Le produzioni vivaistiche certificate sono concentrate essenzialmente in 4 regioni (Veneto, Emilia-Romagna, Bolzano, Trento e Puglia), con il Veneto che accoglie anche campi di produzione di vivaisti "legalmente residenti" in territori confinanti (Trento, Bolzano ed Emilia-Romagna). Come precedentemente accennato, al CIVI-Italia sono demandate le funzioni di coordinamento e predisposizione dei tabulati per la numerazione codificata delle piante certificate, la predisposizione e stampa dei cartellini, nonché il supporto tecnico.

5.3 Sistema di certificazione volontaria della fragola

Per la fragola, il sistema di certificazione è risultato subito operativo, in quanto in alcune regioni era già presente un'attività di certificazione regionale. La regione Emilia – Romagna, che già nel 1984 aveva un proprio sistema di certificazione (R.R. 36/84), nel 1996 ha aderito a quello nazionale (DM 289 del luglio 1991). La regione Veneto vi ha aderito nel 2002. Il continuo evolversi della tecnica vivaistica, in linea con le richieste di mercato, verso differenti tipologie di piante di fragola ha fatto sì che, nel corso degli anni, la normativa che regola la certificazione genetico – sanitaria di questa specie subisse diverse revisioni per adeguarsi alle nuove esigenze (Angelini, 2010).

Il processo certificativo della fragola, e dei suoi relativi ibridi, viene descritto all'interno del Decreto 20 novembre 2006 “Norme tecniche per la produzione di materiali di moltiplicazione certificati della Fragola” pubblicato nella G.U. il 20 giugno 2007, n.141).

La produzione di piante certificate è il risultato finale del processo che è ufficialmente controllato dai Servizi Fitosanitari Regionali ed è articolato in 4 fasi successive: Centro di

Conservazione per la Premoltiplicazione (CCP), Centro di premoltiplicazione – prima fase (CP1), Centro di premoltiplicazione – seconda fase (CP2) – Centro di moltiplicazione, vivaio. (figura 3)

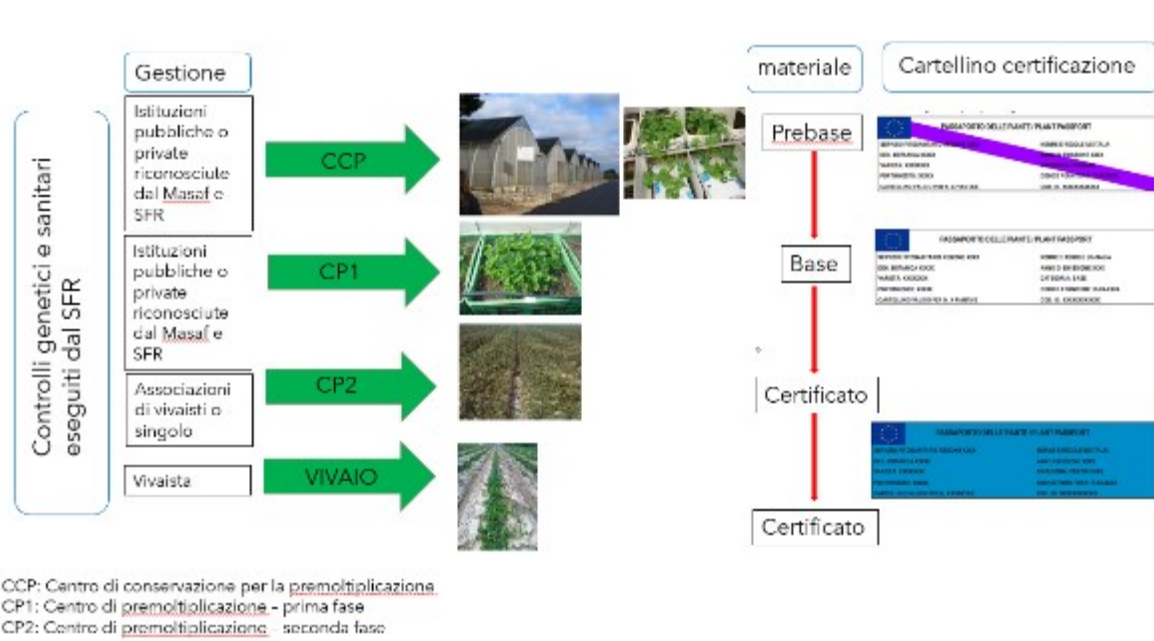


Figura 3: Rappresentazione del Sistema di certificazione volontaria della fragola. Vengono riportati gli esempi grafici dei passaporti integrati con l’etichette per la certificazione europea.

5.3.1 Centro di Conservazione per la Premoltiplicazione (CCP)

La fase di propagazione del materiale vegetale in Centri di Conservazione per la premoltiplicazione dà origine a materiale di categoria “prebase” contraddistinto dal cartellino – certificato di colore bianco con banda trasversale viola (Angelini, 2010).

In Italia i CCP per la fragola sono collocati in Veneto ed Emilia – Romagna, quali: CCP Centro sper. “Pradon” Porto Tolle - Reg. Veneto, CCP C.R.A. ISF Forlì - Reg. E. Romagna e CCP CAV Faenza - Reg. E. Romagna. (foto 8)

Secondo l’art. 2 del DM 19 marzo 2019 (GU Serie Generale n.119 del 23-05-2019 - Suppl. Ordinario n. 19) «materiali di categoria Pre-Base»: i materiali di moltiplicazione:

- i. prodotti, secondo metodi generalmente considerati idonei, per la conservazione dell'identità della varietà, comprese le caratteristiche pomologiche, nonché per la prevenzione delle malattie;
- ii. destinati alla produzione di materiali di categoria «Base» o «Certificato» diversi dalle piante da frutto;

- iii. rispondenti ai requisiti specifici per i materiali Pre-Base, adottati ai sensi dell'art. 20 del decreto ministeriale 6 dicembre 2016;
- iv. iv. ritenuti conformi, all'atto di un'ispezione ufficiale



Figura 4: particolare dell'allevamento di piante categoria pre – base in screen – house presso il Centro di Conservazione per la premoltiplicazione (CCP) del CAV di Faenza (Ra),
Fonte Edagricole Rivista di Frutticoltura

Dall'Allegato II del Decreto 20 novembre 2006 osserviamo le “Caratteristiche tecniche dei mezzi e delle strutture necessari alla produzione in vivo dei materiali di categoria «prebase»”.

La fase di Conservazione per la Premoltiplicazione (CCP) deve essere effettuata in serre a rete a prova di insetto (screen house), essere collocata in zone libere da coltivazioni di fragole per un raggio di almeno m 100. Le serre devono avere dimensioni tali da soddisfare lo sviluppo previsto in funzione del volume dei contenitori utilizzati e devono rispondere ai seguenti requisiti:

1. la pavimentazione deve garantire il completo isolamento tra i contenitori e il terreno o con il piano di calpestio che può essere realizzato: - con adeguato vespaio rifinito con brecciolino o altro materiale inerte che assicuri un efficiente drenaggio; - con battuto di cemento o altro materiale. In tal caso i contenitori, ed i bancali nei quali avviene la radicazione degli stoloni, devono essere opportunamente distanziati dal piano di calpestio, utilizzando appositi supporti di almeno 20 cm di altezza;
2. essere provviste di un vespaio perimetrale di almeno 80 cm di larghezza e di profondità, superiore di almeno 20 cm rispetto al piano interno;
3. provviste di un cordolo o di altri manufatti che assicurino l'isolamento dall'afflusso delle acque superficiali;

4. essere realizzate con tetto rigido e con pareti con una doppia rete con maglia 20/10 (20 fili/cm in ordito e 10 fili/cm in trama), provviste di vestibolo con pareti a doppia rete e con doppia porta;
5. disporre d'impianti idonei alla disinfezione delle attrezzature utilizzate, nonché di abbigliamento monouso per le persone che accedono ai locali di conservazione.

Le condizioni di allevamento delle piante categoria “prebase” prevedono che:

1. Le piante debbano essere allevate singolarmente in contenitori di idonee dimensioni;
2. le piante madri debbano essere numerate progressivamente in modo stabile in sito al momento dell'introduzione;
3. il substrato utilizzato sia esente dai nematodi *Longidorus elongatus*, *L. macrosoma*, *Xiphinema diversicaudatum*, *Meloidogyne hapla*, *Pratylenchus vulnus*, *Aphelenchoides ritzemabosi*, *A. fragariae*, *Ditylenchus dipsaci*; tale assenza deve essere documentata;
4. le piante madri e le relative figlie di differenti accessioni debbano essere fisicamente tenute separate mediante idonee strutture allo scopo di mantenere l'identità genetica ed evitare contaminazioni;
5. le piante di categoria «prebase», sono ottenute dalla moltiplicazione diretta della fonte primaria mediante moltiplicazione per stolone o micropropagazione.

Per garantirne la produzione, il materiale di «prebase» deve essere propagato in screen house nelle stesse condizioni sopra descritte. Ogni cessione di materiale, da parte del Centro, deve essere registrata e comunicata tempestivamente (tramite fax e/o e-mail) al Servizio fitosanitario regionale competente per territorio.

Durante il processo produttivo tutte le piante madri sono soggette a due tipi di controlli fitosanitari: visivi e saggi di laboratorio per virus, funghi, fitoplasmi e nematodi (fogliari e radicali). Tutte le piante madri sono sottoposte a controlli visivi di corrispondenza genetica del fenotipo eseguiti durante tutto il ciclo vegetativo, con particolare attenzione in corrispondenza della fioritura e, in caso di necessità, sono previste indagini con il supporto di tecniche molecolari (Angelini, 2010).

5.3.2 Centro di Premoltiplicazione – prima fase (CP1) e seconda fase (CP2)

Questa fase da origine a piante di categoria “base” contraddistinte da cartellino – certificato di colore bianco. I CP, per la fragola, in Italia, sono collocati in Veneto ed Emilia - Romagna e corrispondono ai CCP.

Dal DM 19 marzo 2019 i “materiali di categoria base” sono i materiali di moltiplicazione:

- i. ottenuti direttamente o in un numero limitato di fasi per via vegetativa da materiali iniziali, secondo metodi generalmente ritenuti idonei, per la conservazione dell'identità della varietà, comprese le caratteristiche pomologiche pertinenti, nonché per la prevenzione delle malattie;
- ii. destinati alla produzione di materiali di categoria “certificato”
- iii. rispondenti ai requisiti specifici per i materiali di categoria «Base», adottati ai sensi dell'art. 30 del decreto ministeriale 6 dicembre 2016;
- iv. ritenuti conformi, all'atto di un'ispezione ufficiale

Dall'Allegato III del Decreto 20 novembre 2006 analizziamo le “Caratteristiche tecniche dei mezzi e delle strutture necessari alla produzione in vivo dei materiali di categoria «base».

La produzione del materiale di categoria «base», avviene in due fasi, secondo le seguenti modalità indicate nella Parte A e nella Parte B del presente allegato.

— Parte A - Fase di prima premoltiplicazione (CP1)

La prima fase di premoltiplicazione (CPI) deve avvenire in screen house aventi i seguenti requisiti:

1. pareti e soffitto di rete con maglia 20/10 (20 fili/cm in ordito e 10 fili /cm in trama) e provviste di vestibolo con doppia porta;
2. tutta la struttura deve garantire l'isolamento dalle acque superficiali e dall'ambiente circostante, deve inoltre garantire la protezione dalle acque meteoriche nel periodo autunno-invernale;
3. disporre d'impianti idonei alla disinfezione delle attrezzature utilizzate, nonché di abbigliamento monouso per le persone che accedono ai locali di conservazione;
4. la pavimentazione deve garantire il completo isolamento tra i contenitori e il terreno o con il piano di calpestio;
5. essere collocata in zone libere da coltivazioni di fragole per un raggio di almeno m 100.

Le piante devono essere allevate in contenitori singolo (bin).

— Parte B - Fase di seconda premoltiplicazione (CP2)

La seconda fase di premoltiplicazione (CP2) può avvenire in pieno campo in terreni rispondenti ai seguenti requisiti:

1. il campo non deve aver ospitato colture di fragola negli ultimi 5 anni;

2. i terreni devono rispondere ai normali requisiti di idoneità agronomica e sanitaria, esenti dai nematodi (quali sopra). Tale assenza deve essere documentata. Inoltre i terreni devono essere disinfestati mediante fumigazione con bromuro di metile alla dose di g 50 /m² o di g 25/ m² (se utilizzato con adeguati film plastici di copertura) o con geodisinfestanti ad azione nematocida rispettando la dose riportata in etichetta;

3. localizzati in zone libere da coltivazioni di piante di fragola per un raggio di m 500, tale distanza può essere ridotta a m 250 in caso di vicinanza con vivai costituiti completamente con materiale certificato, salvo diverse prescrizioni più restrittive prescritte dal Servizio fitosanitario regionale competente.

Non si esclude la moltiplicazione del materiale di base CP2 anche all'interno di tunnel – screen, ma è meno usuale.

Le piante di categoria «Base» - seconda fase sono ottenute dalla moltiplicazione agamica del materiale di categoria «Base» - prima fase per cui:

1. le piante di categoria «Base» possono provenire direttamente dalla fase di Conservazione per la Premoltiplicazione; devono essere tenute distinte per lotti in funzione di ciascuna pianta madre di origine.

Nelle fasi CP1 e CP2 i controlli fitosanitari sono visivi su tutte le piante madri, mentre i saggi di laboratorio si effettuano, per virus e fitoplasmi, sul 2% delle piante madri. Per i batteri si eseguono le analisi su un campione multiplo proveniente al massimo da 5 piante. Per i funghi invece si eseguono campionamenti su almeno il 30% delle piante madri. Per i nematodi si effettuano solo osservazioni visive. Tutte le piante madri sono sottoposte a controlli visivi di corrispondenza genetica del fenotipo eseguiti durante tutto il ciclo vegetativo, con particolare attenzione in corrispondenza della fioritura e, in caso di necessità, sono previste indagini con il supporto di tecniche molecolari (Angelini, 2010).

Durante la produzione ogni cessione di materiale, da parte del Centro, deve essere registrata e comunicata tempestivamente (tramite fax e/o e-mail) al Servizio fitosanitario regionale competente per territorio. Le operazioni di estirpazione del materiale di «base1» e del materiale di «base 2», come pure l'eliminazione di piante madri, devono essere preventivamente comunicate al Servizio fitosanitario regionale competente per territorio. Ogni cessione di materiale, da parte del Centro, deve essere registrata e comunicata tempestivamente (tramite fax e/o e-mail) al Servizio fitosanitario regionale competente per territorio.

5.3.3 Centro di moltiplicazione (vivaio)

Questa fase dà origine a piante di categoria “certificato” contraddistinte dal cartellino certificato di colore azzurro. Dal DM 19 marzo 2019 i “materiali di categoria certificato” sono i materiali di moltiplicazione:

- i. ottenuti direttamente per via vegetativa da materiali di categoria «Base» o da materiali Pre-Base o, se destinati alla produzione di portinnesti, da sementi certificate di materiali di categoria «Base» o «Certificato» di portainnesto;
- ii. destinati alla produzione di piante da frutto;
- iii. rispondenti ai requisiti specifici per i materiali di categoria «Certificato», adottati ai sensi dell'art. 36 del decreto ministeriale 6 dicembre 2016;
- iv. ritenuti conformi, all'atto di un'ispezione ufficiale

Il materiale “certificato” deve rispondere all’Allegato IV “Caratteristiche tecniche dei mezzi e delle strutture necessari alla produzione in vivo dei materiali di categoria «certificato»”. La coltivazione delle piante madri provenienti dal CP2 può avvenire in pieno campo o possono essere allevate in contenitori.

Nel primo caso la moltiplicazione in vivaio deve avvenire in pieno campo in terreni che:

1. devono rispondere ai normali requisiti d'idoneità agronomica e sanitaria e risultare esente da nematodi;
2. non devono aver ospitato fragola da almeno 4 anni, ridotti a 2 nel caso sia stata effettuata un'idonea disinfestazione;
3. devono essere collocati in zone libere da impianti di fragole da frutto per un raggio minimo di m 250;
4. le parcelle devono essere omogenee, bene individuabili e separate da altro materiale vivaistico di categoria «CAC» da una fascia di bordo di almeno m 5. Su indicazione del Servizio fitosanitario regionale competente per territorio, tali limiti possono essere ridotti qualora siano presenti barriere di protezione (fossati, scoline, canali, strade, capezzagne ecc.);
4. le parcelle devono essere costituite da file complete e distinte per varietà; possono essere ammesse su una stessa fila diverse varietà o cloni, a condizione che siano separate da un interspazio non inferiore a m 2, mantenuto libero da vegetazione;
5. le file di diverse varietà devono essere separate da un interspazio doppio, mantenuto libero da vegetazione.

Possono, inoltre, essere certificate per un solo ciclo, le piante figlie che necessitano di un ulteriore ciclo di coltivazione (Waiting Bed) a condizione che vengano poste ad ingrossare rispettando le medesime condizioni stabilite dal presente decreto per la fase della moltiplicazione. Per questa tipologia occorre comunicare al Servizio fitosanitario regionale i relativi quantitativi al momento della messa a dimora delle piante.

Le piante allevate in contenitore, invece, possono essere certificate piante allevate in contenitore ottenute da stoloni prelevati nei vivai certificati, purché siano soddisfatti i seguenti requisiti:

1. i contenitori devono essere isolati dal terreno con brecciolino, battuto di cemento o altro materiale idoneo all'isolamento;
2. devono essere utilizzati substrati di torba o materiale inerte esenti dai nematodi e tale assenza deve essere documentata;
3. l'area destinata all'allevamento delle piante di fragola deve contemplare una fascia di bordo di m 0,5 mantenuta libera da erbe infestanti;
4. le piante devono essere suddivise in lotti omogenei, ben individuabili;
5. fra gli appezzamenti destinati all'allevamento delle piante in contenitore e altri appezzamenti di materiale vivaistico di categoria «CAC», deve essere presente una fascia di bordo di almeno 5 metri, su indicazione del Servizio fitosanitario regionale competente per territorio, tali limiti possono essere ridotti qualora siano presenti barriere di protezione (fossati, scoline, canali, strade, capezzagne ecc.);
6. fra le piante in contenitore e le coltivazioni di fragola da frutto deve esistere una distanza di almeno m 100;
7. il terreno deve essere isolato dall'afflusso di acque superficiali.

I controlli fitosanitari su materiale “certificato” sono solo visivi e sono da compiersi annualmente almeno 2 volte su tutte le piante presenti, in concomitanza dei periodi di maggiore espressione sintomatica. Nel caso si riscontrino materiali con sintomi ascrivibili a malattie o organismi patogeni saranno effettuati saggi di laboratorio.

5.3.4 Moltiplicazione di materiale da micropropagazione

Dall'Allegato V del DM 19 marzo 2019 osserviamo i “Mezzi necessari per la produzione in vitro di materiale di moltiplicazione categoria «prebase» e «base» della fragola”. Qui vengono indicate le procedure per le quali:

1. La premoltiplicazione *in vitro* può essere effettuata, oltre che presso i Centri di Conservazione (CCP) e di Premoltiplicazione (CP), anche presso uno o più laboratori di micropropagazione riconosciuti idonei dal Servizio fitosanitario regionale, attraverso la stipula di apposite convenzioni tra il Centro ed il laboratorio. In questo caso, per ogni accessione, dovrà pervenire al Servizio fitosanitario medesimo una specifica richiesta.
2. L'ambientamento del materiale proveniente dal vitro può essere effettuato, oltre che presso i Centri di Conservazione (CCP) e di Premoltiplicazione (CP), anche presso una o più strutture per l'ambientamento, riconosciute idonee dal Servizio fitosanitario regionale, mediante la stipula di apposite convenzioni tra il Centro e la struttura.
3. Il materiale di categoria «prebase» e «base» deve essere tenuto separato dal materiale di propagazione di qualsiasi altra categoria per mezzo di separatori fisici che ne assicurino l'isolamento a fini fitosanitari (serre, reti antiafide, ecc.).
4. Particolare attenzione dovrà essere rivolta al substrato su cui eseguire l'ambientamento che non dovrà possedere alcun patogeno, sarà quindi necessario utilizzare torbe controllate e di sicura provenienza, oppure substrati sterilizzati con sistemi fisici o chimici.
5. I prelievi iniziali degli espunti per la micropropagazione (moltiplicazione *in vitro* attraverso apici di stoloni di piante Virus esenti, gemme ascellari e meristemi apicali) devono essere effettuati solo su piante presenti presso i Centri di Conservazione per la Premoltiplicazione (CCP).
6. La fase successiva può prevedere un periodo di stabilizzazione *in vitro* del materiale non superiore ai 3 mesi, seguito da un numero di subcolture non superiore a 5.
7. Il rinnovo del materiale in premoltiplicazione deve avvenire entro 2 anni dall'espanto iniziale, a prescindere dal numero delle subcolture raggiunte.

5.4 La diffusione del sistema di certificazione volontario della fragola

Quanto esposto testimonia una comunità d'intenti che è in atto ormai da anni tra la pubblica amministrazione – Masaf e SFR – e le imprese private (vivaismo professionale) per il raggiungimento di obiettivi comuni: qualificare al meglio i materiali di propagazione, incrementare la competitività del settore vivaistico nazionale, rifornire le filiere produttive nazionali di materiali garantiti per produzioni di qualità.

Negli ultimi anni, il settore vivaistico delle piante di fragola ha dovuto far fronte a diverse problematiche, sia di natura socio – economica, quale la difficile reperibilità di mano d'opera

che pone un freno allo sviluppo delle produzioni vivaistiche nazionali, sia tecnico – agronomiche. L'applicazione da parte dell'Ue di misure volte a ridurre i rischi e l'impatto dei pesticidi rende in alcuni casi alquanto difficile e complessa la difesa nei confronti di alcuni organismi nocivi che colpiscono questa coltura (es. batteri, funghi e nematodi). Anche i cambiamenti climatici in atto impattano negativamente sulle produzioni vivaistiche. L'alternanza di periodi di siccità a periodi piovosi incide negativamente in termini di qualità e quantità delle produzioni. I repentini sbalzi termici, ormai frequenti in diversi periodi dell'anno, possono compromettere molto seriamente la produzione delle piante, in particolare per la tipologia “frigoconservato”, che richiede nel periodo tardo autunno – inizio inverno temperature inferiori ai 7 °C al fine di portare la pianta nella fase di pieno riposo vegetativo prima di essere estirpata dai vivai ed essere posta in celle a -2 °C. Purtroppo, queste condizioni climatiche, che erano la norma negli ambienti della pianura Padana, dove il vivaismo della fragola si concentra, ora non sempre sono garantite e, se lo sono, avviene per periodi abbastanza brevi. Ciò ha spinto le aziende vivaistiche operanti in queste aree ad adottare strategie diverse e di conseguenza han portato alla richiesta di sistemi certificativi diversi. L'interesse del mondo vivaistico e produttivo verso nuove tipologie di piante (piante fresche a cime radicate, a radice nuda e tray) ha fatto sì che, anche per queste, venisse attivata la certificazione. Di fatto nel 2008 hanno rappresentato il 24% sul totale delle piante certificate (Angelini, 2010).

A livello italiano, le aziende vivaistiche che partecipano al SNVQ sono circa 70, ubicate in 12 differenti regioni. L'evoluzione delle produzioni certificate negli ultimi 10 anni viene rappresentata nella tabella 1. Il gran numero di fonti primarie registrate su proposta dei vivaisti testimonia l'importanza che il settore vivaistico professionale ripone nei programmi di certificazione ufficiali. In generale, le produzioni vivaistiche certificate interessano la quasi totalità delle produzioni di piantine di fragola e portinnesti micropropagati in vitro.

Annualità	N. VIVAI	Albicocco	Ciliegio	Pesco Nettarine	Susino	Mandorlo	Melo	Pera	Agrumi	Nocciolo	Olivo	Fragola	Portinesti
2006/2009	105	278.934	119.152	371.258	187.959	128.710	5.260.032	2.560.749	25.000	0	149.722	24.461.659	4.273.955
2009/2010	105	244.537	136.275	356.159	258.900	157.508	4.198.177	2.682.135	50.786	0	18.771	28.704.800	13.053.160
2010/2011	105	260.553	112.297	404.707	280.301	72.311	4.332.464	3.063.316	60.820	0	255.703	99.574.258	28.644.335
2011/2012	102	236.396	135.520	525.890	221.210	118.837	3.703.002	3.115.704	65.500	0	101.550	107.072.132	22.285.904
2012/2013	96	166.352	152.637	533.535	186.141	80.695	2.401.224	2.224.367	184.430	0	91.100	134.182.235	35.875.063
2013/2014	91	210.682	126.779	497.245	201.213	38.620	2.409.644	1.853.256	177.929	0	64.060	160.000.000	18.000.000
2014/2015	104	231.964	121.110	434.134	238.204	77.955	2.745.238	1.753.056	197.592	0	14.300	209.523.877	35.946.000
2015/2016	101	257.992	155.170	356.878	243.123	179.350	3.369.644	1.564.281	152.614	0	0	207.314.150	23.093.419
2016/2017	101	267.489	138.138	408.540	213.962	193.163	3.177.479	1.764.071	188.856	0	39.770	202.099.950	36.501.929
2017/2018	69	298.720	221.390	338.014	369.724	249.778	2.600.305	2.193.490	183.100	0	97.128	250.478.676	22.930.539
2018/2019	37	202.615	190.468	236.909	281.727	84.645	2.549.192	1.923.457	176.850	43.707	89.174	225.968.731	21.398.620
2019/2020	65	231.372	403.035	308.708	380.942	82.518	2.266.076	1.464.744	159.788	229.304	123.907	205.064.104	26.000.000

Tabella 1: 10 anni di certificazione volontaria dei fruttiferi in Italia. La fragola segna un forte incremento. Fonte ALSIA

L'Emilia – Romagna in tal senso è stata una delle regioni pioniere nel sistema certificativo della fragola (tabella 2). Già nel 1994 aveva un proprio sistema di certificazione (R.R. 36/84) e nel 1996 aderisce a quello nazionale (DM 289 del luglio 1991). Oggi, come mostrato nella tabella 5, dalla rielaborazione dati del CIVI - Italia, è la prima regione in Italia con il più alto numero di fonti primarie certificate.

Sede Sociale Vivavo	Ubicazione Produzione	N. Vivai	Albicocco	Ciliegio	Pesco Pera Nettarine	Susino	Mandorlo	Melo	Pera	Agrumi	Nocciolo	Noce	Olivo	Totale Astoni	Fragola *	Piante Portinesti *
Emilia Romagna	Emilia Romagna	26	114	268	169	132	74	934	2.535	0	220	28	26	4.499	205.064	6.615
	Toscana	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	5		
	Veneto	5	104	193	119	156	29	2.491	89	0	1	0	0	3.181		
Abruzzo		1	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	4	9		
Basilicata		2	0	0	0	0	0	0	0	31	0	0	0	31		
Calabria		4	0	14	16	0	4	2	5	134	0	0	56	230		
Lazio		1	0	0	0	0	0	0	0	0	15	0	0	15		
Molise		1	0	0	0	0	0	0	0	0	21	0	0	21		
Puglia		2	36	38	9	25	249	0	1	0	0	0	89	446		
Piemonte		3	0	0	0	0	0	0	0	0	81	0	0	81		
Veneto		11	25	8	17	45	0	556	420	0	0	0	0	1.070		
Bolzano	Veneto	5	0	0	0	0	0	963	0	0	0	0	0	963		
Totale Italia		65	278	521	329	358	355	4.946	3.049	165	344	28	180	10.552	205.064	6.615

Tabella 2: Servizio nazionale di certificazione volontaria del Mipaaf: prospetto delle produzioni certificate sulla base delle comunicazioni SFR dal 1 luglio 2019 al 31 ottobre 2020 (.000)

In costante aumento risulta la produzione di piante di categoria “certificata” rispetto a quelle di categoria “CAC” (Conformità Agricola Comunitaria) anche se va evidenziata la

sostanziale mancanza del reciproco riconoscimento fra i diversi modelli di certificazione applicati in Europa dai singoli Stati membri sopra citati. Questo scoglio dovrebbe essere a breve superato con l'entrata in vigore delle norme applicative per la piena attuazione della Dir. Ue 2008/9 che, ridefinendo la categoria "CAC", prevedono anche una Certificazione Europea basata fondamentalmente sugli standard EPPO ("European Plant Protection Organization").

L'aumento del numero di vivaisti che aderiscono al SNVQ certifica la qualità del materiale che circola all'interno dei mercati Ue ed Extra Ue. Il frequente scambio di materiale di moltiplicazione che avviene fra i diversi Paesi e l'introduzione di piante anche da altri continenti ha contribuito alla diffusione di nuovi patogeni o di ceppi già esistenti, ma con differenti livelli di patogenicità (batteriosi da *Xanthomonas fragariae*). Per questo oggi, l'adesione alla certificazione volontaria assicura la circolazione di materiale ad elevata corrispondenza genetica sanitaria. In questo ruolo gli operatori professionali hanno una parte centrale. Così come previsto nel Reg. 2016/2031, i singoli soggetti autorizzati possono istituire piani di gestione dei rischi (PGR) connessi agli organismi nocivi da controllare, riconosciuti e accettati dai SFR competenti.

5.5 Prospettive future: propagazione e certificazione

Per restare in linea con la domanda di mercato occorre sviluppare tecniche di propagazioni più veloci che garantiscano contemporaneamente la corrispondenza genetica – sanitaria. Di fatto negli ultimi anni sta crescendo l'interesse verso la micropropagazione di piante di fragola. Ad oggi, viene utilizzata per la proliferazione in vitro di apici meristematici sterilizzati per produrre piante madri virus free. Queste garantirebbero una certificazione di prodotto più immediata dato il loro elevato livello fitosanitario, ma le normative di molti paesi europei, inclusa l'Italia (Lucchi et al., 2004), permette l'utilizzo di piante micropropagate solo per la produzione di alcune piante d'élite e non in altre fasi successive della produzione in vivaio (Capocasa et al., 2018). In passato, il materiale vegetale micropropagato, per alcune varietà, dimostrò instabilità genotipica e fenotipica. Sembrava che la mutazione fosse legata alla concentrazione errata di citochinine nella fase di proliferazione. Invece di risolvere il problema con approccio scientifico, al fine di trovare una soluzione alla variabilità genetica, diversi paesi preferirono inserire delle norme che limitassero o rimuovessero l'utilizzo della micropropagazione nella produzione vivaistica di

fragola. Al contrario, nuovi studi, oggi, stanno promuovendo ed includendo l'utilizzo delle piante micropropagate nella produzione vivaistica poiché le 4 fasi di propagazione, proposte dal sistema certificativo nazionale, stanno incrementando il rischio di infezione delle piante prima che queste raggiungano il coltivatore. La micropropagazione in vitro, a differenza della propagazione in vivo, permette di ottenere nuovo materiale vegetale sano in tempi inferiori. Il mercato della fragola si sta orientando verso la vendita di piante fresche (cime radicate e TP). Il metodo di propagazione in vitro accelera il processo.

Presso l'Università Politecnica delle Marche, il professor Capocasa e la sua équipe di ricercatori, hanno studiato le differenze morfo – fisiologiche della pianta e le quali – quantitative del frutto di piante di fragola moltiplicate in vivo ed in vitro. Piante madri ottenute da micropropagazione saltano il passaggio della conservazione nei centri di premoltiplicazione, della premoltiplicazione CP1 e CP2 e vengono direttamente trapiantate in campo presso l'azienda agraria sperimentale P. Rosati dell'UNIVPM (43°31'N 13°36'E 46 m altitudine). Ottennero delle piante con caratteristiche morfo - fisiologiche affini a quelle moltiplicate in vivo seguendo l'iter certificativo presso il vivaio Raggi di Ravenna (43°31'N 12°06'E). Le piante madri da micropropagazione dimostrarono migliori capacità stolonifere ed una produzione di frutti per pianta di poco superiore a quella delle piante madri in vivo. Da 6 anni per la moltiplicazione di materiale vegetale sano si passa a 3. Diminuisce il tempo necessario e si riduce l'esposizione ad attacchi da patogeni. Quest'ultimo aspetto oggi diventa fondamentale a seguito della revoca di principi attivi geofumiganti, come il bromuro d'etile, da parte dell'Ue. Studi simili sono stati effettuati in altri paesi del nord Europa con altre varietà. Anche questi ottennero risultati interessanti dimostrando che questo protocollo di moltiplicazione può essere facilmente trasferito per la produzione di altre tipologie di materiale vegetale. La sua rapidità di esecuzione permette di facilitare l'ingresso nel mercato delle nuove varietà agevolando così i programmi di breeding. I costi di produzione possono sembrare elevati perché richiedono la gestione di laboratori ad alta tecnologia, ma osserviamo il quadro generale. L'Ue sta revocando prodotti per la difesa fitosanitaria e per la disinfezione dei suoli, primo tra tutti il bromuro d'etile. Il rischio di infezione in terreni stanchi è elevato ed una pianta non sana attira più facilmente gli attacchi di fitofagi. È bene coltivare materiale sano al fine di evitare ulteriori costi per la lotta ad agenti biotici e per le ispezioni e/o analisi da parte di enti di controllo e certificazione esterni.

Lo stesso approccio è stato utilizzato per la produzione delle cime radicate che sono state oggetto di studio in questa tesi.

CAPITOLO 6

MATERIALE E METODI

6.1 Materiale vegetale: varietà ottenute dai ricercatori UNIVPM

Per la valutazione della capacità stolonifera vengono osservate le varietà di fragola unifere del programma di miglioramento genetico dell'Università Politecnica delle Marche, quali *Francesca*, *Silvia*, *Lauretta*, *Dina*. A queste si aggiunge anche la selezione *AN 12,13,58*. Le prove di concimazione vengono effettuate solo su *Dina*. La descrizione delle singole cultivar verrà effettuata citando il lavoro svolto da Balducci et al., 2021.

Francesca (AN 10,42,51) è una cultivar unifera brevidiurna, con periodo di maturazione molto precoce (paragonabile alla cultivar “*Flair*”) e con elevato fabbisogno in freddo. Le piante hanno vigoria media e produzione di frutti medio – alta. La forma del frutto è regolare, allungato – conica e di media pezzatura, con buccia di colore rosso vivo e di media luminosità. Le bacche sono medie, sode. L’elevato contenuto zuccherino e l’acidità medio – alta rendono il gusto apprezzabile. Buona la shelf – life.

Lauretta (AN 10,08,51) è una cultivar brevidiurna in ambienti con clima mite – freddo, caratterizzata da una maturazione medio – precoce simile alla cultivar “*Asia*” ed un fabbisogno in freddo elevato. L’apparato foglia non è estremamente fitto, ha una resa moderata, con resistenza alle principali malattie. I frutti sono conici, di media grandezza e con buccia di colore rosso vivo. La consistenza del frutto è medio – alta. Buono il gusto grazie ad un elevato contenuto zuccherino (8 – 9 °Brix) ed un’acidità ben bilanciata. Rapidità di raccolta e buona shelf – life.

Silvia (AN 10,16,51) è una cultivar brevidiurna adatta a zone di coltivazione mite – fredde, a maturazione tardiva (una settimana dopo rispetto alla cv “*Asia*”) e con elevato fabbisogno in freddo. Le piante hanno una densità media delle foglie ed una resa medio – alta. I frutti sono di forma conica corta, di forma regolare, di pezzatura medio – alta, con buccia di colore rosso intenso, di buona consistenza. Gusto fruttato legato ai valori medi di zuccheri solubili e acidità totale. La shelf – life è buona con un’elevata tolleranza all’infezione da *Botrytis cinerea*.

Dina (AN 14,21,61) è una cultivar brevidiurna che sviluppa bene in condizioni di coltivazione mite – calde, periodo di maturazione molto precoce (simile alla cv “*Florida Fortuna*”) e ha un basso fabbisogno in freddo. Le piante hanno un’elevata tolleranza a

parassiti e malattie (tollerante a nematodi, oidio e *Phytophthora cactorum*). Il vigore è medio, portamento aperto con resa elevata e frutti ben esposti, consentendo una raccolta efficiente. La forma del frutto è conica, regolare, di grandezza media, con buccia di colore rosso vivo. La consistenza del frutto è molto elevata. È caratterizzata da un gusto fruttato medio, con un buon equilibrio di solidi solubili (zuccheri) e acidità titolabile e buona conservabilità.

La selezione AN 12,13,58 è una rifiorante ancora in fase di osservazione, pertanto non è possibile definirne in maniera specifica i caratteri distintivi. È stata inserita nella prova per poterne valutare la capacità stolonifera in relazione alle precedenti. (Tabella 1)

Per queste loro esigenze termiche e fotoperiodiche diverse sono state le loro destinazioni commerciali. *Francesca*, *Lauretta* e *Silvia* sono state spedite al nord Italia tra la fine di luglio ed i primi di agosto. *Dina*, invece, tra la fine di settembre ed i primi di ottobre, è stata destinata al mercato metapontino nel sud Italia.

Cv o selezione	Fabbisogno in freddo	Fotoperiodo	Fioritura	Epoca di maturazione
<i>Francesca</i>	Alto	Brevidiurna	Unifera	Molto precoce
<i>Lauretta</i>	Alto	Brevidiurna	Unifera	Medio precoce
<i>Silvia</i>	Alto	Brevidiurna	Unifera	Tardiva
<i>Dina</i>	Basso	Brevidiurna	Unifera	Molto precoce
<i>AN 12,13,58</i>	X	X	Rifiorante	X

Tabella 1: riassunto delle caratteristiche principali delle cv e della selezione oggetto di studio

6.2 Sistemi di propagazione delle piante madri

6.2.1 Metodo utilizzato dai ricercatori Univpm per la micropropagazione in vitro

Le piante madri utilizzate per la produzione di cime radicate derivano dalla micropropagazione in vitro effettuata seguendo il protocollo di sterilizzazione e proliferazione adottato da Cappelletti et al., 2016 e Sabbadini et al., 2021 presso il Dipartimento di scienze agrarie dell'Università Politecnica delle Marche.

Gli apici meristemati delle cultivar *Francesca*, *Lauretta*, *Silvia* e *Dina* assieme a quelli della selezione *AN 12,13,58*, vengono prelevati dalle catene laterali delle piante madri coltivate in pieno campo presso l'Azienda Agraria didattico – sperimentale “Pasquale – Rosati” dell'UNIVPM.

Per riuscire a trapiantare le piante madri su sacco ad aprile 2022, il prelievo degli apici è avvenuto a giugno 2021.

Una volta in laboratorio, il materiale vegetale è stato lavato per 15 minuti con acqua di rubinetto. Per ogni genotipo, la proliferazione in vitro è iniziata con la sterilizzazione degli apici meristematici in una soluzione di ipoclorito di sodio al 2% (v/v) (Cappelletti et al., 2016). Durante questa fase, il materiale vegetale nella soluzione viene mantenuto in costante rotazione (100 rpm) per 20 minuti. Dopo averlo risciacquato 3-4 volte in acqua sterile, ogni apice viene inserito all'interno di un tubo in vetro (25 mm di diametro e alto 11 cm) contenente il substrato per la proliferazione MS (Murashige and Skoog, 1962). La preparazione del mezzo di crescita prevede l'utilizzo del 3% di saccarosio, 1,1 μM di citochinine N6-benzilamminopurina (BAP) (Duchefa Biochemie, Haarlem, Paesi Bassi) e 7 g L^{-1} di agar vegetale (Duchefa Biochemie, Haarlem, Paesi Bassi). Se ne monitora il pH che deve avere valori di circa 5,7. Dopo di che si passa alla sterilizzazione in autoclave a 120 °C per 20 minuti. Gli espianti di fragola ottenuti vengono posizionati all'interno di una camera di crescita a temperatura controllata di 24 ± 1 °C con fotoperiodo di 16 ore ($70 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$) grazie a dei tubi bianchi fluorescenti. Ogni due settimane gli espianti vengono trasferiti su terreno fresco. Dopo 3 subculture, i germogli sterili sono trasferiti all'interno di vasi in vetro di maggiore dimensione contenenti lo stesso mezzo di proliferazione sopra descritto. I nuovi germogli che ne derivano, ogni mese, vengono nuovamente trasferiti in nuovi substrati di crescita. Questa operazione viene ripetuta sino all'ottenimento di 4 subculture. I singoli germogli che ne derivano si sono allungati ed hanno sviluppato un proprio apparato radicale senza aggiungere nel substrato altri ormoni. Da qui derivano le piante madri che abbiamo poi ambientato in tunnel a partire dal mese di febbraio.

6.2.2 Propagazione e produzione delle piante frigoconservate tipo A dell'AN 12,13,58

La valutazione della capacità stolonifera in un sistema fuori suolo della selezione *AN 12,13,58* è stata effettuata utilizzando piante madri micropropagate e frigoconservate di tipo A. Queste derivano dalla coltivazione delle piante madri in campo presso l'Azienda Agraria didattica – sperimentale “Pasquale – Rosati” dell'UNIVPM. La coltivazione delle piante madri avviene trapiantando le piante frigoconservate nel mese di luglio. Dopo circa 30 giorni queste emettono le prime catene stolonifere. La raccolta delle piante clone prodotte a partire dagli stoloni avviene solo quando queste hanno soddisfatto il loro fabbisogno in freddo a

partire dalla seconda metà di gennaio. Una volta selezionate come piante di tipo A, vengono stoccate ad una temperatura di -1 °C. Queste vengono prelevate dalla cella ed utilizzate tal quali durante la fase di ripicchettaggio su sacco in vivaio.

6.3 Ambientamento del materiale vegetale da micropropagazione

La fase di ambientamento o acclimatazione in tunnel è iniziata nel mese di febbraio (11/02/2022), per proseguire nel mese di marzo e finire in quello di aprile (4-24/03/2022 e 4/04/2022).

Le piante sono sopraggiunte al vivaio all'interno dei contenitori in vetro dove hanno completato il loro ciclo di radicazione. Da qui sono state prelevate per essere trapiantate all'interno di contenitori in polistirolo (32,5x53,5x6 cm) da 60 fori (Ø 4,5 cm) contenenti torba. Una volta rimosse le giovani plantule dal vaso in vetro, le loro radici sono state accuratamente lavate con acqua corrente, accorciate con bisturi laddove necessario e ripicchettate tramite l'utilizzo di apposite pinze.

Il substrato di crescita utilizzato era quello in dotazione dell'azienda. La miscela per la produzione di 40 contenitori prevedeva l'utilizzo di 100 kg di torba bionda acida a pH 5,5 (Kekkila) assieme a 100 L di perlite (Gyproc), 100 L di vermiculite media da pietre vulcaniche (Agrical) e 65 L di acqua ogni 48 kg di torba (per 100 kg di torba circa 130 L di acqua).

In ogni contenitore sono stati inseriti dei cartellini per il riconoscimento del materiale vegetale per le successive operazioni di movimentazione in serra. (figura 1)

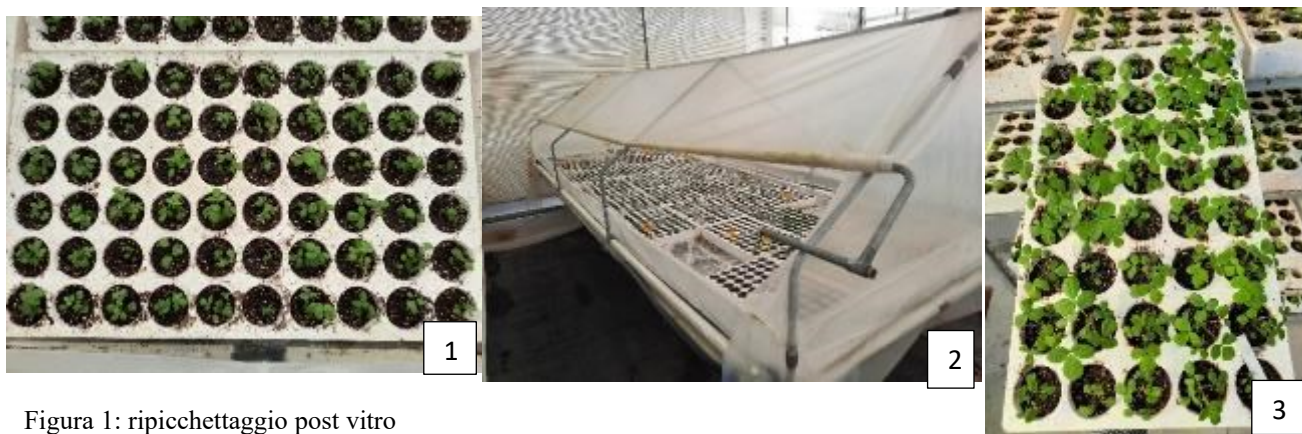


Figura 1: ripicchettaggio post vitro

Figura 2: Tunnel per ambientamento

Figura 3: piante dopo 3 settimane in tunnel

Dopo di che sono stati inseriti in tunnel preriscaldato grazie ad un sistema di tubi in cui circolava acqua calda. Qui venivano rispettate temperature di circa 24 – 26 °C con un'umidità relativa prossima alla saturazione (80 – 85%). (figura 2)

Il tunnel aveva un sistema di apertura e chiusura manuale che permetteva di diminuire gradualmente il livello di umidità al suo interno. I primi 3 - 4 giorni dal trapianto venivano aperti solamente per nebulizzare acqua sui contenitori. Dopo 7 – 10 giorni veniva gradualmente socchiuso per periodi sempre più lunghi durante le ore centrali del giorno, chiudendolo dalle ore 17 per evitare l'eventuale inversione termica notturna. La completa apertura è avvenuta dopo circa 3 settimane dall'inizio dell'ambientamento.

A questo punto le piantine sono assuefatte alle condizioni ambientali in serra ed è ripristinata la capacità di produrre cere ed il meccanismo di chiusura stomatica, alterati durante la coltura in vitro (Sansavini, 2012) (figura 3).

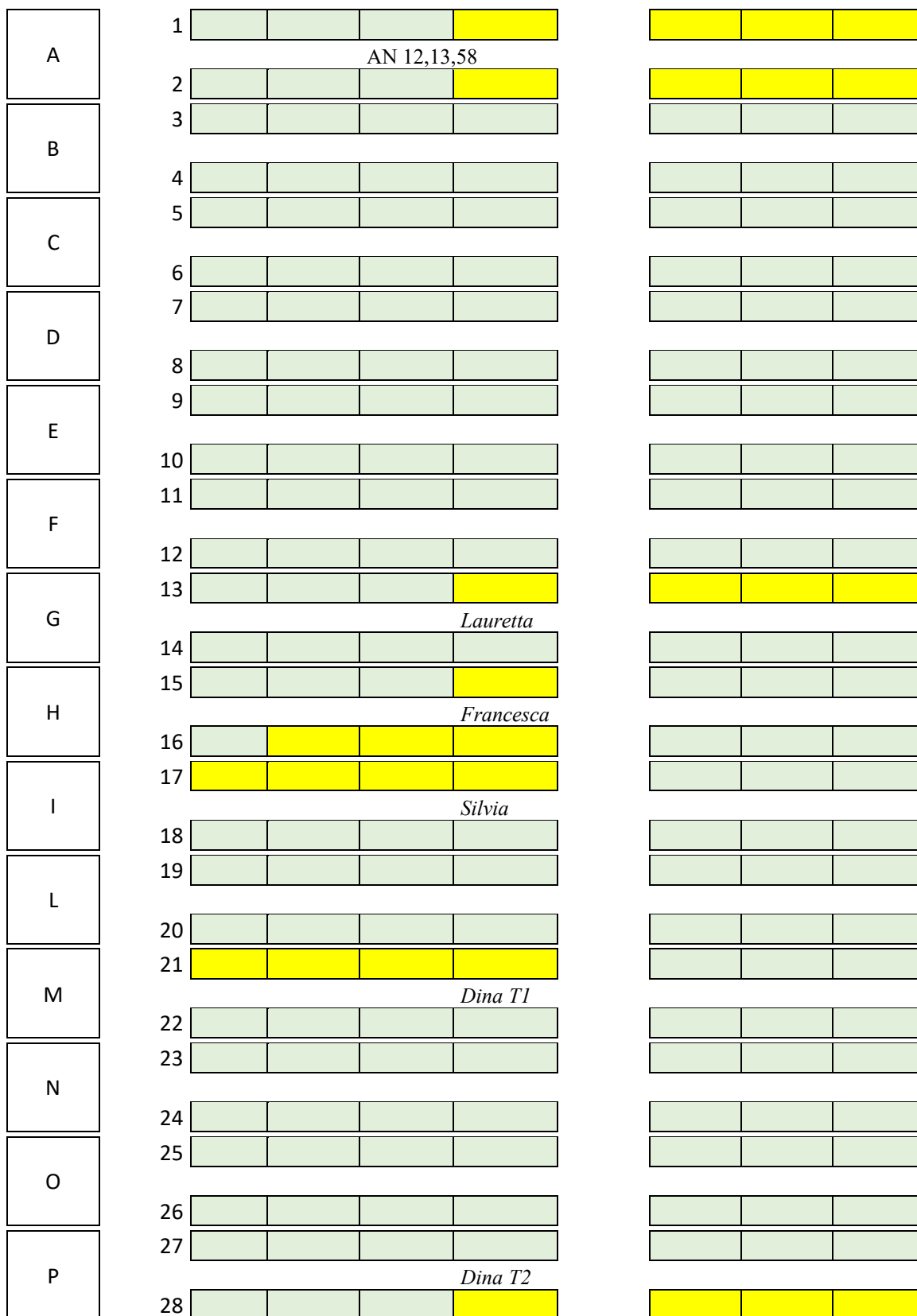
6.4 Coltivazione delle piante madri fuori suolo su sacco

6.4.1 Scelta del sistema di coltivazione

Per la produzione di cime fresche radicate abbiamo utilizzato il sistema di coltivazione fuori suolo su sacco delle piante madri frigoconservate tipo A e di quelle derivanti dalla propagazione in vitro delle cultivar e selezioni prodotte dai ricercatori dell'UNIVPM. Le cime sono state raccolte dalle catene stolonifere lasciate crescere sospese ad un'altezza di circa 1,50 m, considerando l'altezza del bancale (0,84 m) assieme a quella del cavalletto (0,50 m) e del sacco (0,10 m). L'area di coltivazione prevedeva l'utilizzo di due interni della serra del vivaio Innessi Leopardi. Misurandola con metro laser, l'intero impianto occupava circa 240 m². (Figura 4, schema 1)



Figura 4: impianto per la coltivazione fuori suolo di piante madri su sacco Geotec presso la serra del Vivaio Innessi Leopardi (via Linguetta 2, Osimo, AN)



Schema 1: disegno della planimetria dell'impianto di cui la figura 4. In giallo vengono evidenziati i sacchi in cui ho calcolato l'efficienza produttiva delle cv e della selezione

L'impianto è stato creato ex novo utilizzando contenitori in polisterolo, posti tra i bancali, come base di appoggio dei cavalletti dove vengono distesi orizzontalmente i sacchi. In ogni bancale vi erano 2 file con 7 sacchi ciascuna.

Sono stati utilizzati sacchi (Grotec® 1) realizzati con film di polietilene UV-resistente, di colore bianco (per riflettere la radiazione solare e limitare quindi il riscaldamento) (Pardossi, 2018). Questi contengono un substrato composto da cocco e da torbe di tre diverse frazioni. Il primo assicura un buon volume d'aria, permettendo un facile sgrondo della soluzione nutritiva, garantendone comunque un'adeguata ritenzione idrica. La fibra di cocco utilizzata ha medium extra coarse 5 - 20 mm e la frazione crush 10 - 30 mm (fonte Agrochimica). La struttura del substrato è medio - grande ed ha pH 5.5 - 6.5.

I sacchi sono chiusi disposti in orizzontale, ma presentano dei fori sulla superficie superiore per alloggiare le piante ed alcuni, di dimensioni più ridotte, per consentire la fuoriuscita della soluzione in eccesso. (Pardossi, 2018). La dimensione del sacco è (1,0x0,22x0,10 m) e riesce ad ospitare sino a 16 piante. Seguendo le indicazioni del precedente lavoro effettuato nel 2021 da Giuliani et al., si trapianta con una densità di 8 piante madri a sacco. Questa è stata calcolata come la densità ottimale per ottenere la migliore risposta produttiva delle cv utilizzando questo sistema fuori suolo. (figura 6a e 6b)

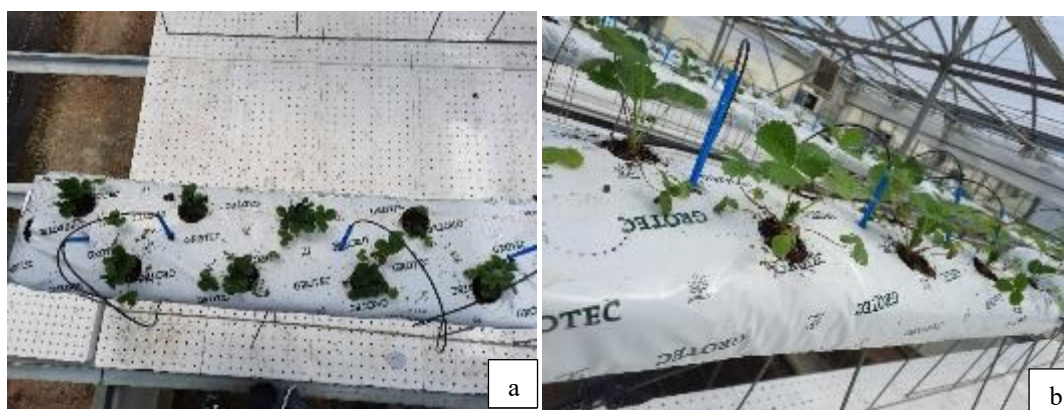


Figura 5a e 5b: 8 piante madre per sacco dopo ripicchettaggio

Per la coltivazione è stato impostato il sistema di microirrigazione. Gli elementi dell'impianto sono una pompa, un sistema di filtraggio, una rete di tubi in polietilene (figura 5a e 5b) che portano l'acqua in pressione sulle testate dei settori irrigui sulle quali sono inserite delle ali gocciolanti che corrono lungo le file della coltura. Questi sistemi consentono l'apporto frequente di piccoli volumi di acqua solo in prossimità dell'apparato radicale di ogni singola pianta attraverso i gocciolatori (Pardossi, 2018).

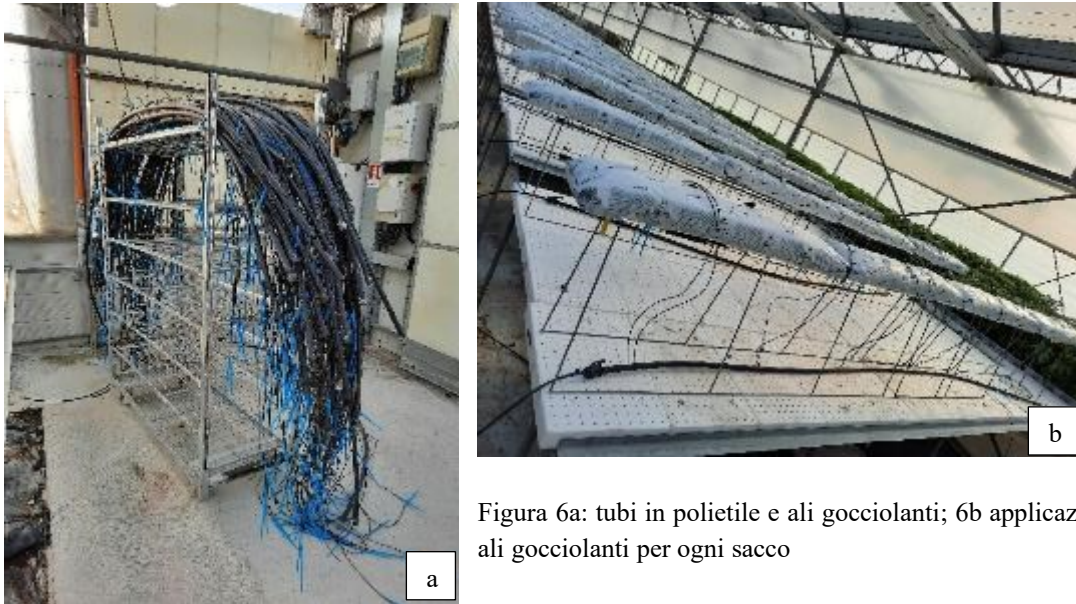


Figura 6a: tubi in polietilene e ali gocciolanti; 6b applicazione di 4 ali gocciolanti per ogni sacco

Un primo ciclo di irrigazione è stato effettuato poche ore prima del ripicchettaggio delle piante per inumidire il substrato.

6.4.2 Ripicchettaggio delle piante madre post ambientamento

Dopo una fase di ambientamento di circa 20 giorni in serra, il materiale vegetale da micropropagazione può essere ripicchettato su sacco. Le piante frigoconservate tipo A, usate come controllo, sono arrivate al vivaio direttamente pronte per il trapianto.

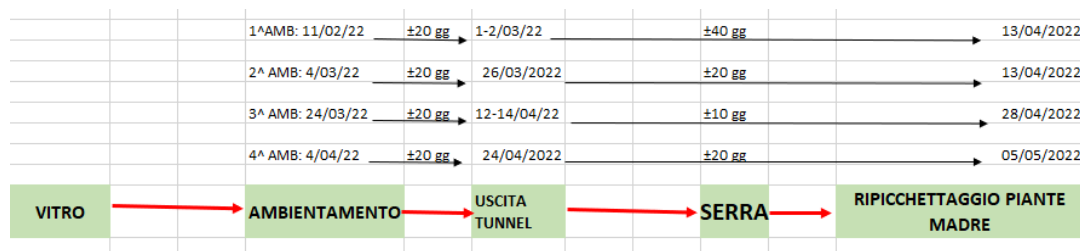


Figura 7: illustrazione cronologica dell'avanzamento di produzione

Le date del trapianto sono state il 13/04/2022 per le cv Francesca, Lauretta, Silvia. La cv Dina ha due epoche di trapianto: 13/04/2022 e 05/05/2022. La selezione AN 12,13,58 è stata ripicchettata in data 5/05/2022.

La messa a dimora delle piante su sacco è stata effettuata manualmente. Sono stati adottati alcuni accorgimenti:

- L'apparato radicale doveva essere rimesso in posizione naturale, disteso verso il basso e non ripiegato o attorcigliato su sé stesso nel caso del ripicchettaggio delle

- piante da frigoconservazione della AN 12,13,58; l'operazione risultava invece facilitata dall'utilizzo delle piante prelevate dal contenitore foro 60 con pane di terra;
- La profondità di piantagione doveva far sì che la corona affiorasse leggermente dal substrato. Anche il punto più alto della diramazione delle radici dal rizoma deve essere in ogni caso ben coperto;
 - Fare aderire, comprimendolo, il substrato alle radici (Reda, 1980)

6.4.3 Gestione della fertirrigazione delle piante madri

Alla piantagione seguono degli apporti idrici con turno irriguo giornaliero. Nei mesi di aprile e maggio, durante le giornate soleggiate erano previsti sino a 5 interventi irrigui da 10 minuti ognuno (8:00 – 8:10, 10:00 – 10:10, 12:00 – 12:10, 14:00 – 14:10, 16:00 – 16:10), mentre in quelle piovose 3 (8:00 – 8:10, 11:00 – 11:10, 15:00 – 15:10). Dalla metà di giugno, date le elevate temperature esterne, la frequenza irrigua passa da 5 a 6. Gli interventi irrigui duravano 15 minuti (è stato aggiunto ai precedenti quello delle 20:00 – 20:15). Tale frequenza di irrigazione viene facilmente raggiunta attraverso un'elettrovalvola temporizzata (Rowley et al., 2010).

Il sistema di pompe dell'azienda agricola Innesti Leopardi consentiva la fertirrigazione.

Per aumentare l'accrescimento vegetativo delle piante, e dunque una migliore produzione di catene stolonifere, si consiglia l'utilizzo di concimi ad elevato contenuto di azoto (N). Per la produzione di stoloni, sia in campo che in serra, si raccomanda di mescolare i fertilizzanti all'interno dell'acqua di irrigazione, specialmente se sono dei sistemi di microirrigazione. È stata approvata l'elevata efficacia della soluzione d'acqua con 20 – 10 – 20, o simili, quando vengono somministrati approssimativamente a 100 ppm di N ad ogni irrigazione (Rowley et al., 2010). Infatti, la fertilizzazione delle piante madri, nel nostro caso, prevedeva l'utilizzo del concime Orvital della Plantprod con rapporto NPK 20 – 8 – 20. Sino a che le piante avevano dalle 3 – 4 catene stolonifere ognuna, veniva applicata una mezza dose: 15 kg di concime/300 L di acqua distribuito all'1%. Una volta che il vigore vegetativo delle piante è aumentato si è passati a 30 kg/300 L di acqua distribuito all'1%.

6.4.4 Climatizzazione della serra

Al fine di aumentare la produzione di stoloni sono state mantenute delle temperature giornaliere intorno ai 20 – 25 °C ed un fotoperiodo di 16 ore. Con l'aiuto dell'integrazione

di calore e luce, la produzione delle catene stolonifere può avvenire tutto l'anno (Rowley et al., 2010). In questo caso non erano necessari riscaldamenti o illuminazione artificiale: le piante madri sono state ripicchettate nel mese di aprile. Seguendo la stagionalità, si è andati automaticamente verso l'innalzamento delle temperature e l'allungamento delle ore di giorno. Ciò permette un notevole risparmio anche in funzione dei costi di gestione dell'impianto. La serra dell'azienda agricola Innesti Leopardi era munita di un sistema di climatizzazione per il controllo della temperatura, del soleggiamento e dell'areazione. Da aprile a settembre è stato attivato il solo sistema di areazione ed ombreggiamento con reti oscuranti (Figura 8a e 8b).

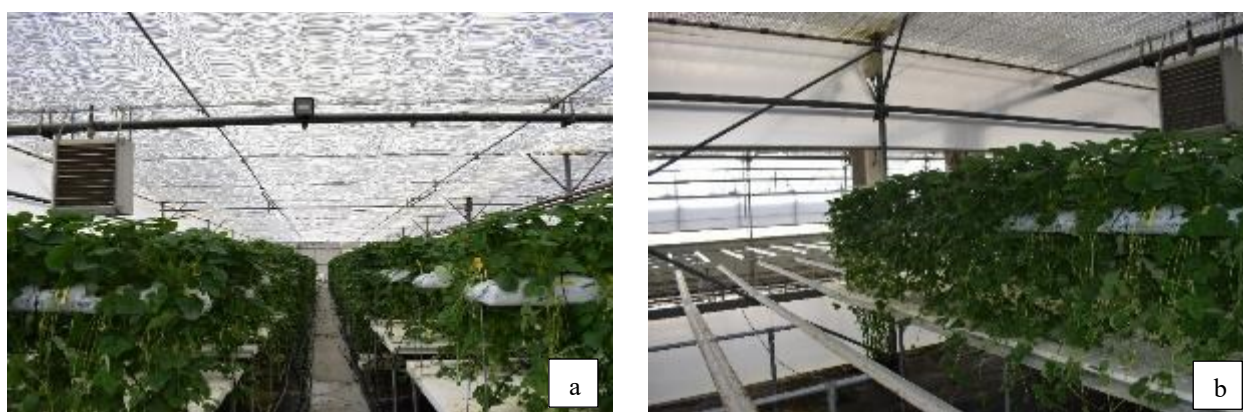


Figura 8a: sistema di ombreggiamento automatico con telo; 8b pannelli laterali in plastica con apertura e chiusura automatica

L'inizio dell'areazione avveniva automaticamente mediante dei sensori che consentivano di realizzare aperture e chiusure programmate in rapporto alle condizioni climatiche ed alle esigenze delle colture (Tesi et al., 2002). Le temperature impostate per l'inizio della ventilazione della serra erano di 20 – 25 °C. L'umidità relativa favorevole è compresa tra il 60 – 70 %, in quanto i valori molto bassi favoriscono le infestazioni di acari e quelli molto elevati gli attacchi di *Botrytis* (Tesi et al., 2002) .

Per quanto riguarda la gestione della difesa fitosanitaria, le piante venivano trattate il lunedì con l'antioidico Signum (dose 150 g/hL) o Tiovit (dose 200 g/hL), il mercoledì con l'insetticida Dynamec (dose 60 mL/hL) ed il venerdì, con un altro fungicida, Cidely top (dose 100 mL/hL).

6.5 Valutazione della risposta quantitativa

6.5.1 Analisi dell'efficienza produttiva delle piante madri da micropropagazione

Durante la fase di sviluppo e accrescimento delle piante madri micropropagate delle cv *Francesca*, *Lauretta*, *Silvia* e *Dina* e la selezione *AN 12,13,58*, sono andate ad effettuare dei rilevamenti per calcolare l'efficienza produttiva dei diversi genotipi. Per osservare la potenziale produzione di cime abbiamo applicato il metodo proposto da Capocasa et al., 2021 e Giuliani et al. nel 2018. Loro analizzarono: il numero di stoloni per pianta, la lunghezza di ogni stolone, il numero di cime per stolone ed il numero totale di cime per pianta. In questa trattazione, sono stati misurati il numero di catene e di cime prodotte (Figura 9) per ogni pianta madre assieme alla lunghezza di due catene stolonifere a pianta.



Figura 9: 30/05/2022 conteggio delle catene stolonifere e delle cime in vivaio della cv *Dina* trapiantata il 05/05/2022. 2 catene sul totale venivano misurate con metro per comprendere la velocità di accrescimento

Al fine di agevolare le operazioni di valutazione del numero delle catene stolonifere, durante la prima analisi le ho contate e le ho subito raggruppate e legate con un nastro. La volta successiva avrei contato ed aggiunto solo le catene di nuova generazione. Per quanto riguarda invece il numero degli stoloni non potevo fare la semplice somma di quelli emersi con le nuove catene. Ho osservato l'emissione di nuovi stoloni a partire dalla schiusura delle gemme ascellari presenti nelle catene stolonifere: questi dovevano rientrare nel conteggio

finale. Per la misurazione della lunghezza delle catene stolonifere ho analizzato lo sviluppo di due catene a pianta utilizzando un metro a nastro. Queste sono state numerate apponendo un cartellino con riportati i numeri da 1 a 16.

Nel conteggio degli stoloni non ho applicato alcuna differenziazione nonostante le dimensioni degli stoloni fossero diverse (Figura 10). La selezione delle cime veniva effettuata dalle operatrici prima del ricicchettaggio su torba.



Figura 10: campionamento degli stadi evolutivi delle cime della cv Francesca al 16/06/2022

La prima misurazione è avvenuta dopo 15 – 20 giorni dal trapianto, quando le piante madri iniziavano la prima emissione delle catene stolonifere. Dopo di che procedevo ad effettuare ulteriori rilievi ogni 15 giorni. L'ultima misurazione l'ho eseguita dopo 8 settimane dal trapianto delle piante madri, ovvero pochi giorni prima dell'inizio del taglio delle catene.

6.5.2 Analisi dell'efficienza produttiva tra piante frigoconservate e micropropagate

Il metodo sopra descritto è stato applicato anche per analizzare e paragonare l'efficienza produttiva delle piante madri frigoconservate tipo A e micropropagate della selezione *AN 12,13,58*. Essendo una varietà rifiorante, nelle piante frigoconservate, ho dovuto recidere manualmente le infiorescenze. L'emissione dei bottoni fiorali, durante lo sviluppo vegetativo della pianta, comporta la riduzione della sua capacità stolonifera.

6.5.3 Analisi dell'efficienza produttiva della cv Dina trapiantata in 2 epoche diverse

La stessa metodica è stata applicata per raccogliere i dati relativi alla cv Dina che è stata trapiantata in due epoche diverse: 13/04/2022 e 05/05/2022. Si vuole osservare se, ritardando la messa a dimora delle piante madri micropropagate, si avranno delle risposte produttive differenti.

6.6 Selezione, ripicchettaggio e radicazione di cime fresche

Finita la raccolta dati per il calcolo dell'efficienza produttiva, la prova è proseguita con il taglio delle catene stolonifere e successiva selezione delle cime. Come indicato da Rowley et al., 2010 abbiamo effettuato il taglio delle catene quando gli stoloni presentavano i primi abbozzi radicali (con un piccolo piolo bianco o verde) (figura 11). Questi non dovevano superare il mezzo millimetro di lunghezza e dovevano aver sviluppato, almeno le prime due foglie con una superficie fogliare di circa 2x4 mm (Durner et al., 2002) (figura 12).



Figura 11: in alto, esempio della formazione ideale dell'abbozzo radicale per procedere al taglio dello stolone; Fonte Rowley, D., Black, B., & Drost, D. (2010). Strawberry plug plant production. *USU Extension*.



Figura 12: zoom delle cime della cv Francesca, media dimensione, formazione dei primi abbozzi, emissione di 2 foglie

Gli strumenti utilizzati per la preparazione delle cime erano delle forbici, preventivamente sterilizzate con alcool. (Figura 13). Una prima suddivisione del materiale è stata fatta in funzione della loro dimensione. Sono state selezionate le cime che presentavano caratteristiche morfologiche simili per dare omogeneità al contenitore nelle fasi successive di accrescimento. (Figura 14 e 15) Tre erano le tipologie di cime che si potevano prelevare dalle catene stolonifere prodotte durante la prova, ma veniva valutata solo quella di media

dimensione, con abbozzi radicali ben formati (Figura 16). La sua superficie fogliare non doveva presentare danni o zone necrotiche: l'apparato fotosintetizzante è molto importante nelle fasi successive al trapianto in quanto assicura il maggior accumulo di sostanze nutritive necessarie a favorire l'adeguato attecchimento e radicazione della giovane plantula. Le cime di dimensioni più piccole venivano scartate in quanto avrebbero richiesto tempi di accrescimento più lunghi, pur garantendo una maggiore possibilità di attecchimento. La qualità del materiale va stimata anche in base alla velocità di reperimento. Le cime più grandi presentavano sintomi di invecchiamento con abbozzi radicali imbruniti e spesso foglie con margini necrotici. Inoltre un apparato fogliare espanso avrebbe portato, nella fase di ambientamento, a richieste evapo – traspirative della pianta troppo elevate, rendendola ancor più suscettibile all'appassimento.

Durante il taglio veniva lasciata una piccola parte della catena stolonifera (Figura 12) per essere utilizzata come sostegno durante la fase di ripicchettaggio (Durnet et al., 2002; Takeda e Newell, 2006, Rowley et al., 2010). Cime che presentano un buono stato fisiologico non hanno bisogno di essere trattate prima della radicazione (Barklay et al., 1998), pertanto, una volta tagliate venivano subito ripicchettate (Rowley et al., 2010). Mentre alcune operatrici procedevano al taglio e selezione, altre iniziavano il ripicchettaggio.

Per questa operazione sono stati predisposti dei contenitori in polistirolo foro 60. Il substrato utilizzato era la miscela estiva messa a disposizione del vivaio: ogni 280 L della torba bionda (Kekkila) vengono miscelati altri 120L di vermiculite media (Agrical) e 18L di acqua. A differenza della miscela invernale qui non viene aggiunta la perlite (Figura 17).

Dopo esser state trapiantate (Figura 18), le cime hanno bisogno di essere protette dal vento e le foglie devono rimanere in mist sino a che la pianta non abbia formato un nuovo apparato radicale (Rowley et al., 2010). Per questa cura colturale, l'azienda Innessi Leopardi ha messo a disposizione un sistema di microirrigatori a pioggia. La loro attivazione era temporizzata e regolata da un'elettrovalvola. Il turno irriguo era giornaliero nei primi 7 – 10 giorni (Figura 19). Era necessaria un'umidità relativa elevata per accelerare il processo di radicazione ed il mantenimento del turgore dell'apparato epigeo fotosintetizzante. Approssimativamente, servono 1,5 – 2 cm di radice per ancorare la pianta al substrato (in circa 48 ore le radici dovrebbero aver raggiunto i 3 – 4 cm di lunghezza garantendo una migliore penetrazione nel mezzo di crescita) (Barclay et al., 1998).

Superata questa fase si è passati poi ad un'irrigazione soprachioma effettuata con barra irroratrice mobile. Dopo 3 settimane, le piante erano pronte per la spedizione. (figura 20)



Figura 13: taglio delle cime dalle catene stolonifere



Figura 14: predisposizione delle attrezzature e del tavolo di lavoro

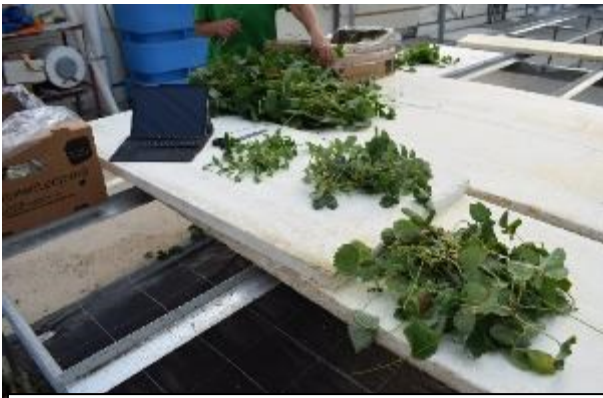


Figura 15: divisione delle cime selezionate dalla cv



Figura 16: zoom sugli abbozzi radicali delle cime: da sinistra a destra dalla neoformata sino alla più senescente a destra



Figura 17: contenitori utilizzati in fase di ripicchettaggio



Figura 18: cime subito dopo il ripicchettaggio



Figura 19: sistema di microirrigatori a pioggia



Figura 20: piante pronte per la spedizione

6.7 Risposta qualitativa: prove di concimazione sulla cv Dina

6.7.1 Tecnica di concimazione per immersione in serra

Per osservarne la risposta vegetativa, durante la fase di ambientamento post trapianto su substrato, le cime radicate delle cultivar *Dina* sono state oggetto di diverse prove di concimazione.

Sono stati utilizzati i concimi della “Agroleaf power” (figura 22a e 22b) caratterizzati da 3 rapporti NPK: il primo trattamento prevedeva l’utilizzo del concime ad elevato contenuto in P (NPK: 12 – 52 – 5), il secondo con un maggiore apporto di N e K (NPK: 15 – 10 – 31) ed il terzo invece presenta una dose in equilibrio tra i 3 macroelementi (NPK: 20 – 20 – 20).



Figura 22a e 22b: etichette del concime

L’N nel formulato NPK 12 – 52 – 5 era costituito per l’8,7% da N ammoniacale, nell’NPK 15 -10 – 31 vi era il 9% di N nitrico, 1,7% N ammoniacale e 4,3% di ureico e nell’NPK 20 – 20 – 20 vi era il 4,3% di N nitrico, 2,2% di ammoniacale e 13,5% di ureico.

Le cime radicate di *Dina* sono state ripicchettate il 25/08/2022. Per 10 giorni, sino allo 02/09/2022 sono state sottoposte alla microirrigazione, dopo di che, per completare la fase

di ambientamento, sono passate all'irrigazione con barra irroratrice attivata manualmente dagli operatori del vivaio. Due erano gli interventi irrigui giornalieri. Il 5/09/2022 abbiamo impostato la sperimentazione. È stata scelta la tecnica di concimazione per immersione. Sono stati selezionati 24 contenitori con le nuove piante di fragola per lo più omogenee: quelle che presentavano habitus simile sono state cartellate per facilitarne il monitoraggio durante le fasi successive di accrescimento. Per ogni trattamento sono stati numerati 6 contenitori. (figura 23)

La loro immersione avveniva all'interno di vasche in plastica trasparente. Qui abbiamo apposto delle etichette per distinguere i vari trattamenti. T1 stava ad indicare la soluzione controllo, dove non è stata aggiunta alcuna dose di concime. T2, T3, T4 vanno a precisare l'utilizzo dei concimi con rapporto NPK rispettivamente di 12 - 52 - 5, 15 - 10 - 31 ed il 20 - 20 - 20. All'interno di ognuna sono stati versati 20 L di acqua misurati attraverso una caraffa dosatrice in polietilene. Rispettando le dosi prescritte in etichetta, abbiamo sciolto nelle vasche 20 g di concime.

6	6	6	6
5	5	5	5
4	4	4	4
3	3	3	3
2	2	2	2
1	1	1	1
T1	T2	T3	T4
0	12 - 52 - 5	15 - 10 - 31	20 - 20 - 20
CONTROLLO	NPK	NPK	NPK

Figura 23: modello della disposizione dei contenitori sul bancale in serra

Abbiamo misurato il pH e la conducibilità elettrica dell'acqua del sistema irriguo del vivaio per il controllo e per ogni miscela di concimazione. Il rilevamento è stato effettuato grazie al conduttivimetro della “Gro – Line” (Figura 24a e 24b).

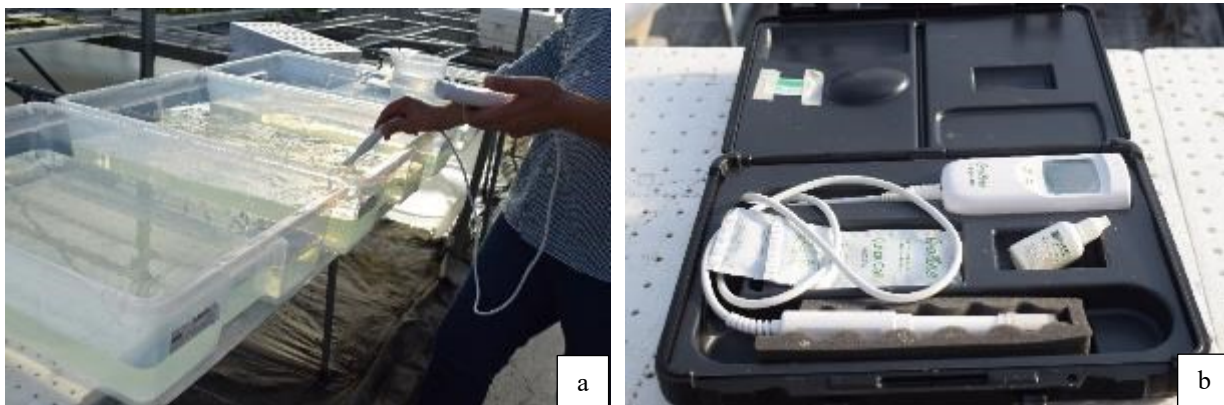


Figura 24a: misurazione conducibilità e pH con conduttivimetro; 24b: conduttivimetro della “Gro – line”

I valori stimati sono quelli riportati nella tabella seguente:

CAMPIONE	EC (mS)	pH
T1: Controllo	0,65	7,5
T2: NPK 12-52-5	1,26	5,72
T3: NPK 15-31-10	1,39	6,27
T4: NPK 20-20-20	0,99	6,14

Tabella 2: valori del pH e della conducibilità elettrica

I contenitori venivano lasciati in immersione per 5 -6 minuti, dopo di che venivano riposti nuovamente nel bancale (Figura 25). La concimazione veniva eseguita per 3 giorni (lunedì, mercoledì e venerdì) per 4 settimane (Tabella 3).



Figura 25: contenitore in immersione

SETTEMBRE - OTTOBRE						
LU	MA	ME	GI	VE	SA	DO
			1	2	3	4
5	6	7	8	9	10	11
12	13	14	15	16	17	18
19	20	21	22	23	24	25
26	27	28	29	30	1	2
3						

Tabella 3: calendario raffigurante le date della concimazione dei contenitori

6.7.2 Analisi strutturale della pianta in laboratorio

Per ciascun trattamento, ogni lunedì prelevavo, da 2 dei 6 contenitori, le piante da sezionare in laboratorio. I campioni erano costituiti da 6 cime radicate per ogni trattamento. Una volta in laboratorio di queste ne valutavo la lunghezza dell'apparato epigeo ed ipogeo attraverso l'utilizzo di un metro (Figura 26a e 26b).



Figura 26a: cime radicate di fragola con pane di terra prelevate al 4^o campionamento (26/09/2022). Le quattro piante sono rappresentative di ogni trattamento dal controllo a sinistra sino al 20 – 20 – 20 a destra; 26b: cime radicate della foto 30 dopo il lavaggio

Dopo di che procedevo con il lavaggio e la rimozione della torba in acqua corrente. Jedd et al. nel 2015 osservarono che utilizzando questo metodo, molte delle radici fini vengono perse, tanto quanto la loro disposizione naturale. Inoltre utilizzando questa tecnica di preparazione dei campioni si ha una perdita del peso secco dal 20 al 40%, rischiando di divenire distruttiva. Le radici fini sono difficili da lavare, il rischio di perderle è molto elevato. Una volta eliminato il substrato dalle piante campione, procedevo alla misurazione del colore delle foglie con il colorimetro ed al taglio delle radici.

Ho utilizzato il colorimetro “Minolta” in dotazione del dipartimento. Per ogni cima ho effettuato 3 scatti osservando i valori di 3 foglie diverse. Ho calcolato i valori di quelle che avevano il gambo più esteso ed una maggiore estensione fogliare, presupponendo che fossero le più vecchie, e di quelle con minor lamina fogliare di nuova formazione.

Le radici sono state tagliate a partire dal colletto con bisturi ed una volta divise le predisponevo su un foglio A4 trasparente (Figura 27). Per calcolare la lunghezza, il diametro ed il volume occupato dalle radici abbiamo utilizzato il programma “WinRHIZO” messo a disposizione dai collaboratori del professor Davide Neri. Le radici all’interno di un doppio foglio in plastica trasparente sono state inserite all’interno di uno scanner collegato al PC. I

file .TIF che ne sono derivati (Figura 28) sono stati letti dal software WinRHIZO (Regents Instruments, Quebec City, Canada). Il programma permette di misurare: lunghezza totale, area di progetto, superficie, le tipologie di radici, le intersezioni delle ramificazione e la lunghezza delle radice in funzione degli intervalli di selezione scelti dall' user. Stando a quanto detto da Fang et al. 2012, WinRHIZO è un metodo relativamente economico sia per esperimenti a piccola o grande scala (Jedd et al., 2015).

Dalla serie di dati calcolati automaticamente dal programma abbiamo selezionato la lunghezza, il diametro ed il volume delle radici per osservare l'avanzamento e la velocità di radicazione delle singole piante.

Fatto ciò procedevo con la misurazione del peso fresco delle foglie e delle radici grazie alla bilancia di precisione. Ognuna delle piante analizzate veniva posta in un contenitore in alluminio (Figura 29). All'interno di questi venivano riposte separatamente sia le radici che la parte aerea della cima. Foglie, germogli (picciolo e corona) e le radici venivano messe ad essiccare a $70\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$ per 72 ore (Figura 30). Appena usciti ne misuravo il peso secco sulla bilancia di precisione (Figura 31).



Figura 27: divisione delle radici e disposizione su foglio trasparente prima della scansione



Figura 28: modello del file .TIF dopo la scansione. Con il software WinRHIZO selezioni l'area d'interesse e ti viene calcolato



Figura 29: campioni da inserire all'interno della stufa.



Figura 30: campioni all'interno della stufa



Figura 31: campioni essiccati e pesati su bilancia di precisione

6.7.3 Analisi statistica

Durante i rilievi, per la valutazione della risposta quantitativa della produzione delle piante madre su sacco, per ogni genotipo ho analizzato 4 piante su 4 sacchi e per ognuna di esse ho misurato la lunghezza di 2 catene stolonifere.

Per la valutazione della risposta qualitativa delle cime radicate, durante la prova di concimazione, sono stati misurati i parametri biometrici (lunghezza, diametro, volume peso fresco e secco della radice, peso fresco e secco con dati colorimetrici dell'apparato epigeo). Per ognuno dei 4 trattamenti (controllo, NPK 12-52-5, NPK 15-10-31 e NPK 20-20-20) sono stati analizzati 6 campioni per ognuna delle 5 misurazioni. Per l'analisi colorimetrica delle foglie, invece, sono stati effettuati 3 scatti a pianta per un totale di 72 scatti per ogni trattamento. Tutti i dati sono stati riportati su un foglio excel ed aggiornati periodicamente ad ogni rilevamento. L'analisi statistica dei dati è stata effettuata mediante l'analisi della

varianza a una via (ANOVA). Per valutare eventuali differenze significative ($p \leq 0,05$) è stato utilizzato il test LSD.

CAPITOLO 7

RISULTATI E OSSERVAZIONI

7.1 Confronto tra genotipi: valutazione dell'efficienza produttiva delle piante madri da micropropagazione

7.1.1 Produzione di catene stolonifere per pianta madre

Dai grafici di seguito riportati notiamo che, per entrambe le epoche di trapianto, i primi 15 – 20 giorni sono caratterizzati da un'emissione di catene stolonifere limitata. A seguito del ripicchettaggio, le giovani piante madri hanno dimostrato un'intensa attività meristemica volta ad aumentare il numero di germogli alla base del colletto. La prima emissione delle catene stolonifere dopo il trapianto delle piante madri, la visualizziamo dopo 2 settimane, ma per riuscire ad ottenere una produzione significativa di catene stolonifere, occorre attenderne almeno 12.

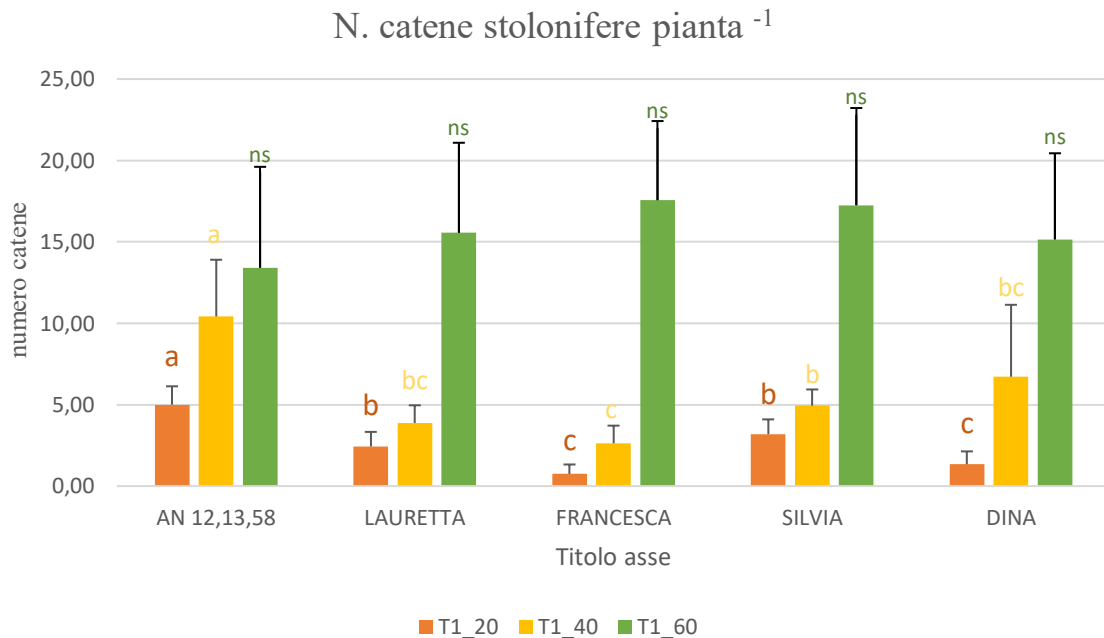


Grafico 1: dati medi riferiti al numero di catene stolonifere contate per ogni pianta madre analizzata dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto \pm deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

Facendo un confronto sulla capacità delle varietà di produrre catene stolonifere, durante i primi 20 giorni, la selezione *AN 12,13,58* ha evidenziato il maggiore sviluppo vegetativo

corrispondente alla maggiore emissione del numero di catene stolonifere per pianta. Le altre cultivar, ripicchettate su sacco il 13/04/2022 presentano una fase iniziale di accrescimento più ridotta. Nei 20 giorni successivi, aumentando le ore di luce e le temperature esterne, tutte le piante madri vengono caratterizzate da uno sviluppo vegetativo elevato. Prima tra tutte risulta ancora la selezione *AN 12,13,58*, seguita dalla cv *Dina, Silvia, Lauretta e Francesca*. Nel mese di giugno tutte hanno dimostrato un accrescimento più che proporzionale sia dei germogli alla base del colletto che del numero delle catene stolonifere. Ancora significative restano le differenze, ma durante l'ultimo rilievo, dopo 60 giorni dal trapianto, il test LSD non rileva nessuna differenza significativa tra le cv. La maggiore produzione viene registrata per la cv *Francesca*, seguita da *Lauretta, Silvia, Dina* e la selezione *AN 12,13,58*. La cv. *Silvia*, assieme alla selezione *AN 12,13,58*, registra un numero elevato di catene stolonifere laterali che si diramano a partire da gemme ascellari secondarie presenti all'interno della catena stolonifera.

7.1.2 Lunghezza delle catene e numero medio di stoloni per catena

La lunghezza delle catene stolonifere valutata dimostra che la media tra le cv è variabile. Anche al 60° giorno la media dei dati tende a diminuire le reali misure che alcune delle catene stolonifere hanno raggiunto. Per la cv *Lauretta* e *Silvia* ho misurato delle catene stolonifere non campionate. Queste hanno raggiunto i 170 ± 25 cm di lunghezza sfruttando ed oltrepassando l'altezza messa a disposizione dal sistema di coltivazione (tabella 1).

Tabella 1: valori medi riferiti alla lunghezza dei campioni delle catene stolonifere campionate per ogni cv analizzata \pm deviazione standard.

CV	L_cat_T60
<i>AN 12,13,58</i>	107,5 \pm 13,62
<i>LAURETTA</i>	88,08 \pm 17,29
<i>FRANCESCA</i>	96,56 \pm 19,02
<i>SILVIA</i>	138,28 \pm 38,65
<i>DINA</i>	94,59 \pm 26,16

Per ogni pianta abbiamo considerato il numero medio di stoloni presente in ogni catena stolonifera campione (tabella 2). Dopo 20 giorni dal trapianto tutte le piante madri micropropagate presentavano almeno 1 stolone a catena. I valori più significativi sono stati registrati dalla cv. *Silvia* e dalla selezione *AN 12,13,58* con valori di 1,35 e 1,19 stoloni a

pianta. Al 2° rilievo, la selezione mostra di nuovo il più alto numero di stoloni a catena: conferma la sua tendenza a schiudere le gemme secondarie della catena stolonifera formatasi alla base del colletto originando nuovi stoloni da catene secondarie. Le cv al 40° giorno, mostrano tutte un graduale incremento. *Dina* e *Silvia* arrivano a valori prossimi a 1,70 dimostrando di avere circa 6 stoloni a catena. *Francesca* raddoppia il numero di stoloni a catena (da una media, nel primo rilievo, di $0,69 \pm 0,48$ passa a $1,29 \pm 0,30$ nel secondo), invece *Lauretta* aumenta di un 50%. Al 60° giorno, il minor numero di stoloni a catena viene misurato per la cv. *Dina* (circa 3), mentre le altre cv hanno circa 4 stoloni a catena e donano una risposta quantitativa omogenea. La selezione *AN 12,13,58* dimostra ancora una produzione elevata del numero di stoloni a catena. In tutti e tre i rilievi è risultata la più performante.

Confrontando la lunghezza delle catene stolonifere con il numero di stoloni a catena, possiamo affermare che dopo 20 – 30 cm di allungamento, dall'apice vegetativo della catena si origina un nuovo stolone.

Tabella 2: valori medi riferiti al numero di stoloni per ogni catena stolonifera di ogni pianta madre da micropropagazione analizzata delle cv. *Dina*, *Francesca*, *Lauretta* e *Silvia* e della selezione *AN 12,13,58* dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto \pm deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

<i>Numero di stoloni per ogni catena stolonifera pianta⁻¹</i>						
<i>CV</i>	NS cat ⁻¹ _T_20	S_20	NS cat ⁻¹ _T_40	S_40	NS cat ⁻¹ _T_60	S_60
<i>AN 12,13,58</i>	1,35 \pm 0,22	a	3,21 \pm 0,41	a	4,03 \pm 1,69	a
<i>DINA</i>	0,91 \pm 0,39	c	1,70 \pm 0,70	b	3,50 \pm 1,55	b
<i>FRANCESCA</i>	0,69 \pm 0,48	d	1,29 \pm 0,30	c	3,81 \pm 1,33	a
<i>LAURETTA</i>	1,02 \pm 0,08	bc	1,43 \pm 0,25	bc	3,81 \pm 1,94	a
<i>SILVIA</i>	1,19 \pm 0,21	ab	1,60 \pm 0,19	bc	4,06 \pm 2,35	a

7.1.3 Produzione di stoloni per pianta madre

L'andamento del numero di stoloni per pianta, i primi 40 giorni, segue quello del numero delle catene stolonifere con una maggiore produzione per *AN 12,13,58*, seguita da *Dina* con 12.97 stoloni per pianta. Dopo 60 giorni, grazie ad un elevato sviluppo di catene stolonifere si osserva una più elevata produzione di stoloni per pianta per *Lauretta*, *Francesca* e *Silvia*. Mentre per gli altri 2 genotipi si ha un accrescimento molto ridotto, risultando alla fine con

la minore produzione di stoloni. Infatti, a 60 giorni, *Silvia*, *Lauretta* e *Francesca* presentano la maggiore produzione di stoloni, seguite da *Dina* e *AN 12,13,58* (tabella 3). Il numero degli stoloni contati per ogni pianta madre è inferiore rispetto alla moltiplicazione esatta tra il numero medio degli stoloni a catena ed il numero delle catene prodotte da ogni pianta madre. Il numero degli stoloni a catena nasce dalla media dei valori di due catene campione. Per ogni pianta madre vi erano diverse tipologie di catene stolonifere, dalle neo formate alle più longeve. Le piante ripicchettate il 5/05/2022 hanno un buon numero di catene stolonifere, ma di nuova formazione, con un numero di stoloni inferiore rispetto alle altre. Pertanto il calcolo della media diminuisce (vedi il caso della cv *Dina*).

Tabella 3: valori medi riferiti al numero di stoloni per ogni pianta madre da micropropagazione analizzata dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.)

CV	Numero stoloni pianta ⁻¹					
	NS_T_20	S_20	NS_T_40	S_40	NS_T_60	S_60
<i>AN 12,13,58</i>	6,75±1,84	a	30,58±11,01	a	34,75±12,38	ab
<i>LAURETTA</i>	2,5±0,97	c	5,5±1,75	b	45,06±20,46	a
<i>FRANCESCA</i>	0,75±0,58	d	3,5±1,79	b	43,81±13,40	a
<i>SILVIA</i>	3,88±1,59	b	8±2,22	b	47,19±18,74	a
<i>DINA</i>	1,41±0,91	d	12,97±10,28	b	26,84±6,98	b

7.1.4 Efficienza produttiva di cime per metri lineari

Per ottimizzare i tempi di produzione è bene calcolare lo spazio necessario per la collocazione del materiale vegetale per facilitarne la movimentazione all'interno dell'area di lavoro. I due bancali dell'azienda Innesti Leopardi (figura 1) in cui sono stati posizionati i sacchi erano larghi 1,75 m e lunghi rispettivamente 3,22 m e 3,63 m. Il bancale di sinistra si estendeva per un'area di 5,68 m² mentre quello di destra, 6,35 m². Il campo sperimentale aveva un'area di 240 m² totali, considerando anche i corridoi necessari per il passaggio degli operatori. In tutto sono stati occupati 14 bancali, ma quelli ospitanti le piante madri analizzate erano 9. Questi occupavano pertanto un'area totale di 154,8 m².

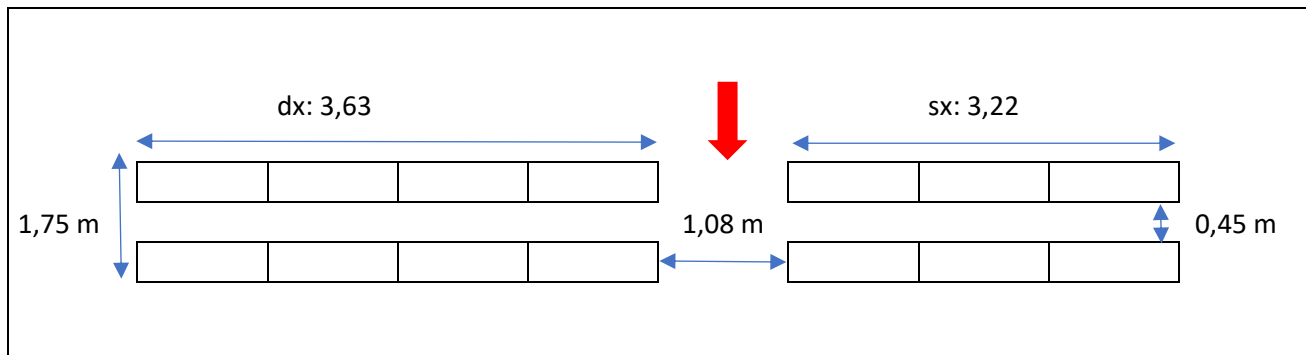


Figura 1: rappresentazione grafica dello schema del sistema di coltivazione fuori suolo su sacco delle piante madri

Considerando che in ogni sacco, lungo 1 metro, vi erano 8 piante madri, una volta noto il numero di stoloni prodotto per ogni pianta madre si può calcolare l'efficienza produttiva per metro lineare dei diversi genotipi.

Come mostrato nella tabella 4, dopo 60 giorni, in base al numero degli stoloni prodotti dalle piante era possibile misurare diverse efficienze produttive tra le cv. e la selezione. Tra i genotipi oggetto di studio la più efficiente è risultata *Silvia* dove 8 piante madri hanno dato la produzione di 378 cime per metro lineare, seguita da *Lauretta* (360) e *Francesca* (350). Minore produzione per metro lineare è stata osservata per la selezione *AN 12,13,58* (278) e *Dina* (215).

Tabella 4: valori medi riferiti al numero di cime prodotte per ogni cv da micropropagazione analizzata dopo 60 giorni dal trapianto. Le cime m^{-1} nascono dal prodotto tra numero di stoloni per pianta madre calcolati ed 8, ovvero il numero di piante presenti in un sacco lungo 1 m. Il numero delle cime viene diviso per il numero dei fori presenti in un contenitore per calcolare il numero totale di contenitori che ne deriva.

cv	NS p ⁻¹ _T60	cime m lineare	N. contenitori
<i>AN 12,13,58</i>	34,75	278	4,6
<i>LAURETTA</i>	45,06	360	6,0
<i>FRANCESCA</i>	43,81	350	5,8
<i>SILVIA</i>	47,19	378	6,3
<i>DINA</i>	26,84	215	3,6

7.2 Confronto tra piante madri frigoconservate tipo A e le micropropagate della selezione AN 12,13,58

7.2.1 Produzione di catene stolonifere per pianta madre

Il numero delle catene stolonifere per pianta della selezione AN 12,13,58 risulta significativamente maggiore per la pianta madre derivante dalla micropropagazione rispetto alla frigoconservata tipo A (tabella 5). Tutti i rilievi hanno evidenziato marcate differenze. La pianta da frigoconservazione ha mostrato sin da subito un maggior vigore vegetativo, però indirizzato prevalentemente alla differenziazione a fiore, più che alla produzione di catene. Anche dopo 60 giorni si contano circa 4 catene stolonifere a pianta contro le 13 della micropropagata.

Tabella 5: valori medi riferiti al numero di catene stolonifere per ogni pianta madre frigoconservata tipo A e micropropagata analizzata della selezione AN 12,13,58 dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

NUMERO DELLE CATENE STOLONIFERE PIANTA⁻¹				
TIPO PIANTA	NC_T_20	NC_T_40	NC_T_60	S
FRIGO	0,75±0,8	2,75±1,1	4,06±1,2	b
MICRO	5±1,1	10,42±3,5	13,42±6,2	a

7.2.2 Lunghezza delle catene e numero medio di stoloni per catena

La lunghezza delle catene stolonifere nei primi 20 giorni, dai dati rilevati, risulta essere molto maggiore per le piante micropropagate rispetto alle frigoconservate (tabella 6). Laddove le piante micropropagate avevano le prime catene stolonifere da misurare, le piante tipo A, invece, non avevano 2 catene a pianta da poter paragonare. Durante i rilievi successivi, la differenza resta significativa, ma la lunghezza di alcune delle catene della pianta frigoconservata raggiunge quella delle micropropagate. Queste ultime, in alcune misurazioni, hanno dimostrato un rallentamento dello sviluppo in lunghezza della catena stolonifera in quanto hanno emesso delle catene laterali a partire dalla gemme secondarie presenti sulla catena stolonifera. La selezione AN 12,13,58 derivata dalla micropropagazione in vitro ha confermato questo fenomeno più degli altri genotipi.

Tabella 6: valori medi riferiti alla lunghezza delle catene stolonifere per ogni pianta madre frigoconservata tipo A e micropropagata analizzata della selezione AN 12,13,58 dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

LUNGHEZZA DELLE CATENE STOLONIFERE (CM)				
TIPO PIANTA	LC_T_20	LC_T_40	LC_T_60	S
FRIGO	6,19±6,9	48±18,4	98,88±20,6	b
MICRO	17,08±4,4	64,5±11,9	107,5±13,6	a

Differenze significative sono state segnalate durante tutti i rilievi anche per il numero di stoloni per catena. Anche se la pianta frigoconservata al 2° ed al 3° rilievo misurava una lunghezza della catena quasi proporzionale a quella della micropropagata, lo stesso non possiamo dire per il numero di stoloni a catena. Dopo 40 giorni dal trapianto la pianta madre micropropagata aveva il doppio degli stoloni (3,21) rispetto alla frigoconservata (1,67). Questa anche a distanza di 60 giorni sembra non aumentare il numero degli stoloni a catena, rimanendo stabile (1,67-1,55 stoloni a catena). La pianta madre micropropagata, invece, sviluppa un elevato vigore vegetativo producendo sino a 4 stoloni a catena.

Tabella 7: valori medi riferiti al numero di stoloni per ogni catena stolonifera di ogni pianta madre frigoconservata tipo A e da micropropagazione analizzata della selezione AN 12,13,58 dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

NUMERO DI STOLONI PER OGNI CATENA STOLONIFERA PIANTA⁻¹				
CV	NS cat¹_T_20	NS cat¹_T_40	NS cat¹_T_60	S
FRIGO	0,69±0,68	1,67±0,84	2,56±1,15	b
MICRO	1,35±0,22	3,21±0,41	4,26±0,51	a

7.2.3 Produzione di stoloni per pianta madre

Il numero degli stoloni per ogni pianta madre segue lo stesso andamento del numero delle catene stolonifere (tabella 8). Le piante da micropropagazione, al secondo rilievo, evidenziano uno sviluppo di stoloni per pianta madre (30) di gran lunga superiore alla frigoconservate (4). Dopo 60 giorni osserviamo lo stesso trend: le piante micropropagate arrivano a produrre in media 34 stoloni a pianta, contro i 6 delle frigoconservate. Durante

l'analisi statistica il test LSD dimostra una marcata differenza significativa tra le due tipologie di piante impiegate.

Tabella 8: valori medi riferiti al numero di stoloni per ogni pianta madre frigoconservata tipo A e da micropropagazione analizzata della selezione AN 12,13,58 dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

NUMERO DEGLI STOLONI PIANTA ⁻¹				
TIPO PIANTA	NS_T_20	NS_T_40	NS_T_60	S
FRIGO	1±1,3	4,75±2,2	10,24±1,7	b
MICRO	6,75±1,8	30,58±11,0	34,75±12,4	a

7.2.4 Efficienza produttiva di cime per metri lineari di piante madri

L'efficienza produttiva delle piante madri da micropropagazione risulta significativamente maggiore rispetto a quella delle frigoconservate. Queste al massimo garantiscono la produzione di un unico contenitore, contro i 4 della micropropagata.

Tabella 9: valori medi riferiti al numero di cime prodotte per le piante madri frigoconservate tipo A e da micropropagazione della selezione AN 12,13,58 analizzata dopo 60 giorni dal trapianto. Le cime m⁻¹ nascono dal prodotto tra numero di stoloni per pianta madre calcolati ed 8, ovvero il numero di piante presenti in un sacco lungo 1 m. Il numero delle cime viene diviso per il numero dei fori presenti in un contenitore per calcolare il numero totale di contenitori che ne deriva.

AN 12,13,58				
TIPO PIANTA	NS p ⁻¹ _T60	cime m lineare	N. contenitori	
FRIGO		10,24	82	1,4
MICRO		34,75	278	4,6

7.3 Confronto tra 2 epoche di trapianto per la cv Dina

7.3.1 Produzione di catene stolonifere per pianta madre

Nei primi 20 giorni dal trapianto, sia le piante madri ripicchettate il 13/04/2022 che quelle del 05/05/2022 non presentano differenze significative (tabella 10). A partire dal 40° giorno dal trapianto le piante madri della seconda data di messa a dimora mostrano un maggiore vigore vegetativo rispetto alle altre. La cv Dina è una brevidiurna, adatta a climi meridionali: l'innalzamento delle temperature e la maggior durata delle ore di luce, assieme ad un aumento del concime apportato, hanno fatto sì che le piante assumessero una capacità

stolonifera elevata. Di fatti dopo 60 giorni, di nuovo non viene calcolata nessuna differenza significativa in quanto la media di catene stolonifere prodotte da entrambe è di 15 a pianta.

Tabella 10: valori medi riferiti al numero delle catene stolonifere per ogni pianta madre analizzata della cv *Dina* dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

NUMERO CATENE STOLONIFERE PIANTA ⁻¹						
EPOCA TRAPIANTO	NC_T_20	S_20	NC_T_40	S_40	NC_T_60	S_60
13/04/2022	1,13±0,81	ns	3,19±0,91	b	15,13±6,13	ns
05/05/2022	1,56±0,73	ns	10,25±3,59	a	15,19±4,49	ns

7.3.2 Lunghezza delle catene e numero medio stoloni per catena

Anche qui la cv. *Dina* del secondo trapianto dimostra una maggiore capacità di sviluppo vegetativo accelerando la velocità di accrescimento delle catene stolonifere (tabella 11). I campioni misurati hanno dimostrato che la pianta madre del secondo trapianto ha dato delle catene di lunghezza maggiore rispetto a quella del 13/04/2022. Dopo 20 giorni la lunghezza delle catene stolonifere della pianta madre ripicchettata il giorno 5/05/2022 è il doppio di quella del 13/04/2022. Questa differenza significativa la si osserva anche al secondo rilievo. Al 60° giorno però, osservandole nel loro insieme, le due piante sembrano aver raggiunto lo stesso vigore e circa lo stesso livello di accrescimento.

Tabella 11: valori medi riferiti alla lunghezza delle catene stolonifere per ogni pianta madre analizzata della cv *Dina* dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

LUNGHEZZA DELLE CATENE STOLONIFERE (CM)						
EPOCA TRAPIANTO	LC_T_20	S_20	LC_T_40	S_40	LC_T_60	S_60
13/04/2022	5,88±4,64	b	29,91±11,31	b	75,03±10,76	b
05/05/2022	9,75±5,59	a	58,38±18,81	a	101,13±11,78	a

Per ogni catena ho calcolato il numero di stoloni (tabella 12). Solo durante i primi 40 giorni dal trapianto, per entrambe le epoche, vengono rilevate delle differenze significative. A 20 giorni, le piante madri di *Dina* micropropagate ripicchettate il 13/04/2022 non sempre presentano delle catene stolonifere con stoloni, mentre tra i 40 ed i 60 giorni garantiscono da 3 sino a 4 stoloni a catena. Le piante madri ripicchettate il 05/05/2022 mostrano sin da

subito una maggiore vigoria delle catene collegata ad una maggiore emissione di stoloni. Già dal 40° giorno post trapianto presenta catene con almeno 2 stoloni.

Tabella 12: valori medi riferiti al numero di stoloni per ogni catena stolonifera di ogni pianta madre da micropropagazione analizzata della cv. *Dina* dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

NUMERO DI STOLONI PER OGNI CATENA STOLONIFERA PIANTA⁻¹						
EPOCA TRAPIANTO	NS cat¹_T_20	S_20	NS cat¹_T_40	S_40	NS cat¹_T_60	S_60
13/04/2022	0,75±0,45	b	1,13±0,14	b	3,38±1,89	ns
05/05/2022	1,06±0,25	a	1,99±0,43	a	4,25±1,89	ns

7.3.3 Produzione di stoloni per pianta madre

Per la cv *Dina* derivante dalla seconda epoca di trapianto, il numero degli stoloni emessi riflette lo stesso sviluppo del numero delle catene stolonifere (tabella 13). Esplose il vigore vegetativo tra la fine di maggio ed i primi di giugno. Per la cv *Dina* del primo trapianto, invece, dopo 40 giorni, siamo ancora nella prima metà di maggio. Sino a quel momento lei a ricevuto un numero di ore di luce inferiore, tanto quanto un range di temperature inferiore. Con queste condizioni climatiche arriva a produrre da 1 sino ad un massimo di 4 stoloni per pianta. Dopo 12 e 10 settimane, prima di procedere al taglio delle cime entrambe le piante madri non mostrano alcuna differenza significativa per il numero di stoloni prodotti (*Dina* 13/04 33 e *Dina* 05/05 29). Due settimane di differenza nell'epoca di trapianto sembrano non incidere significativamente sul numero finale di stoloni prodotti. Le piante madri della cv *Dina* ripicchettate il 5/05/2022 ha un numero di stoloni per catena elevato considerando le catene stolonifere analizzate. Il numero totale di stoloni prodotti per ogni pianta madre si riduce in quanto molte sono le catene stolonifere di neo formazione con pochi stoloni.

Tabella 13: valori medi riferiti al numero degli stoloni per ogni pianta madre analizzata della cv *Dina* dopo 20, 40 e 60 giorni dal trapianto±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

NUMERO DEGLI STOLONI PIANTA⁻¹						
EPOCA TRAPIANTO	NS_T_20	S_20	NS_T_40	S_40	NS_T_60	S_60
13/04/2022	1,13±0,81	ns	3,69±1,35	b	33,25±7,54	ns
05/05/2022	1,69±0,95	ns	22,25±5,72	a	29,06±5,79	ns

7.3.4 Efficienza produttiva di cime per metri lineari di piante madri

Calcolando l'efficienza produttiva delle cime per metri lineari, possiamo affermare che non ci sono delle differenze significative tra le due epoche di trapianto. La differenza di 34 cime in meno prodotte dalla pianta madre ripicchettata il 13/04/2022 si traduce semplicemente nella mancata produzione di ½ contenitore di piante.

Tabella 14: valori medi riferiti al numero di cime prodotte per le piante madri da micropropagazione della cv. *Dina* analizzata dopo 60 giorni dal trapianto. Le cime m⁻¹ nascono dal prodotto tra numero di stoloni per pianta madre calcolati ed 8, ovvero il numero di piante presenti in un sacco lungo 1 m. Il numero delle cime viene diviso per il numero dei fori presenti in un contenitore per calcolare il numero totale di contenitori che ne deriva.

<i>Dina</i>			
EPOCA TRAPIANTO	NS p-1_T60	cime m lineare	N. contenitori
13/04/2022	33,25	266	4,43
05/05/2022	29,06	232	3,87

7.4 Sviluppo dell'apparato ipogeo delle cime radicate della cv *Dina* in risposta alla diversa concimazione

7.4.1 Lunghezza totale delle radici

All'inizio della prova di concimazione, i campioni analizzati non hanno mostrato alcuna differenza significativa. La lunghezza totale delle radici, delle cime radicate della cv. *Dina*, dopo 10 giorni dal ripicchettaggio era omogenea per tutte le cime. Dopo 7 giorni e 3 concimazioni, le cime del controllo (l'acqua di irrigazione della serra) e quelle della soluzione con concime NPK 20 – 20 – 20 sviluppano un numero di radici maggiore, aumentando la lunghezza misurata. Questa nei campioni di controllo passa da 97,60 a 208,53 cm e quella della soluzione NPK 20 – 20 – 20 va da 110,30 cm a 258,90 cm. Pressochè stabile ed omogenea risulta la lunghezza delle radici delle due soluzioni con concime NPK 15 – 10 – 31 (da 105,30 a 162,60 cm) ed NPK 12 – 52 – 5 (da 120,6 a 162,10 cm) . Lo stesso andamento viene misurato anche dopo 6 concimazioni. Rimangono non significative le differenze della lunghezza dell'apparato radicale anche al 21° giorno, dopo 9 concimazioni a 30 giorni dal ripicchettaggio. Analizzando i valori numerici riportati nella tabella 15, è bene sottolineare però che tra il 14° ed il 21° giorno, la lunghezza delle radici, per ogni

trattamento raddoppia: per il controllo si va da 285,10 cm a 626,90, per la soluzione NPK 12 – 52 – 5 si passa da 208,10 a 548,40 cm, per la soluzione NPK 15 – 10 – 31 236,50 cm diventano 498,10 cm ed ugualmente per la soluzione NPK 20 – 20 – 20 addirittura partendo da 281,60 si arriva a 728,60 cm. Il test LSD non evidenzia nessuna differenza significativa nemmeno al 28° giorno. Qui la lunghezza delle radici per ogni trattamento rimane stabile: i campioni selezionati sembrano notare una leggera regressione nei valori delle medie, ma considerando le deviazioni standard calcolate, confermiamo le lunghezze misurate al 21° giorno.

Nonostante il test statistico non abbia misurato alcuna differenza significativa, quanto appena osservato viene confermato dal grafico 2 a linee, per cui la maggiore lunghezza, tra il 21° ed il 28° giorno, viene raggiunta dal controllo e dalle piante campione della soluzione NPK 20 – 20 – 20. Nonostante la soluzione NPK 12 – 52 – 5 sia quella a maggior contenuto di fosforo, assieme alla 15 – 10 – 31, rimane la meno performante.

Tabella 15: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti alla lunghezza delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31, NPK 20 – 20 – 20±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LDS.

LUNGHEZZA TOTALE DELLE RADICI (CM)										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	97,60±16,3	ns	208,53±59,6	ns	285,1±71,9	ns	626,9±149,1	ns	649,2±198,5	ns
SOL_1	120,6±38,3	ns	162,10±57,3	ns	208,1±44,1	ns	548,4±39,5	ns	499,4±151,0	ns
SOL_2	105,3±10,1	ns	162,6±47,2	ns	236,5±37,3	ns	498,1±34,1	ns	462,3±131,9	ns
SOL_3	110,30±15,0	ns	258,90±29,4	ns	281,6±31,1	ns	728,6±406,9	ns	651,8±130,9	ns

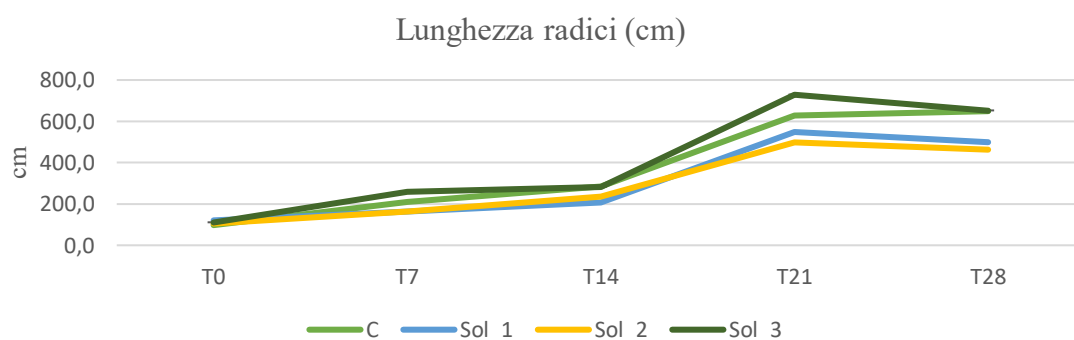


Grafico 2: dati medi riferiti alla lunghezza delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)

7.4.2 Diametro delle radici

In tutti i rilievi, come riportato nella tabella 16, non sono state rilevate delle differenze significative nel diametro medio delle radici prelevate dalle piante trattate con i diversi sistemi di concimazione. Anche il grafico 3 mostra un andamento costante per i valori del diametro medio delle radici dei trattamenti. Inoltre quest'ultima mostra una crescita costante del diametro delle radici, che la porta ad ottenere al 28° giorno il valore massimo tra i trattamenti con 0,50 mm. Il diametro degli altri trattamenti rimane costante nel tempo.

Tabella 16: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al diametro delle radici dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LDS.

DIAMETRO MEDIO DELLE RADICI (MM)										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	0,42±0,1	ns	0,44±0,0	ns	0,44±0,0	ns	0,37±0,0	ns	0,43±0,0	ns
SOL_1	0,43±0,0	ns	0,42±0,0	ns	0,47±0,0	ns	0,40±0,0	ns	0,50±0,0	ns
SOL_2	0,47±0,1	ns	0,42±0,0	ns	0,42±0,0	ns	0,43±0,0	ns	0,46±0,1	ns
SOL_3	0,42±0,0	ns	0,45±0,1	ns	0,41±0,0	ns	0,43±0,1	ns	0,47±0,0	ns

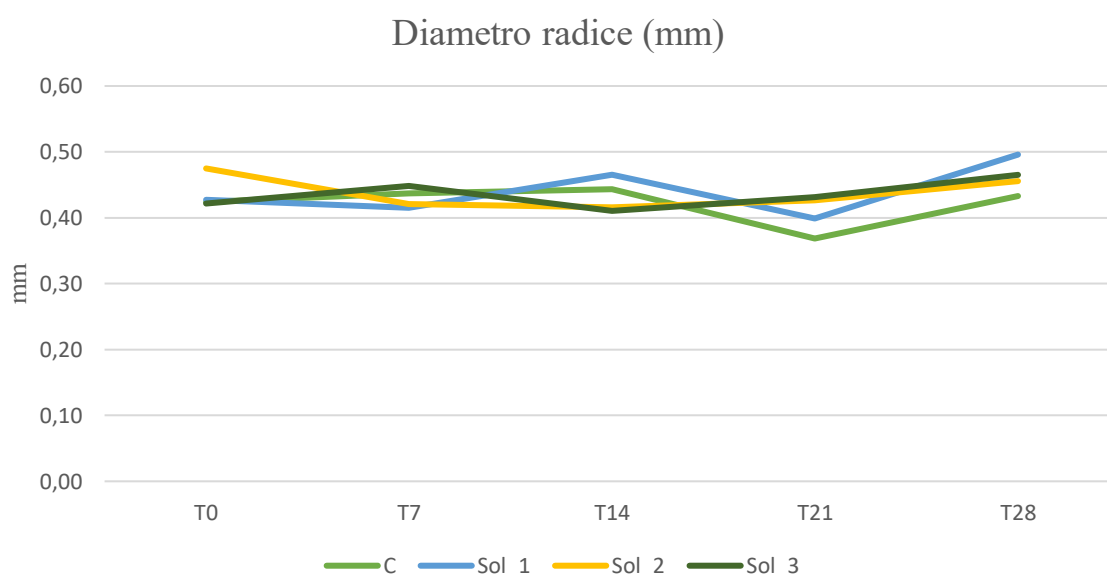


Grafico 3: dati medi riferiti al diametro delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31, NPK 20 – 20 – 20

7.4.3 Volume medio dell'apparato radicale

L'analisi statistica ANOVA ed il test LSD non trovano alcuna differenza significativa tra i campioni analizzati al 7°, 21° e 28° giorno della prova di concimazione (tabella 17). Solo al 14° giorno, dopo 6 interventi nutritivi, si osservano dei valori maggiori per la soluzione NPK 20 – 20 - 20 (376 mm³) ed il controllo (432 mm³). Da notare che entrambe i trattamenti, durante lo stesso campionamento, hanno manifestato anche la maggior lunghezza delle radici. Ciò sta a dimostrare che dopo 6 trattamenti, i campioni concimati con NPK 20 – 20 – 20 assorbono ed assimilano più velocemente i nutrienti necessari. Stimolati da delle condizioni nutrizionali adeguate aumentano maggiormente le dimensioni delle radici primarie rispetto agli altri trattamenti.

Tabella 17: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al diametro delle radici dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per p<0,005. Test LSD.

VOLUME MEDIO DELL'APPARATO RADICALE (mm ³)										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	137,25±34,0	ns	313±89,9	ns	432,75±76,5	ab	686,75±269,7	ns	986,75±453,2	ns
Sol_1	175,5±63,4	ns	216,75±66,0	ns	359,25±122,4	b	685,75±69,5	ns	993±442,6	ns
Sol_2	187±36,2	ns	222,75±50,8	ns	325,25±81,7	b	718±162,1	ns	759,5±255,6	ns
Sol_3	156,5±48,3	ns	409,75±85,1	ns	376±87,1	a	937,25±180,6	ns	1132,25±354,2	ns

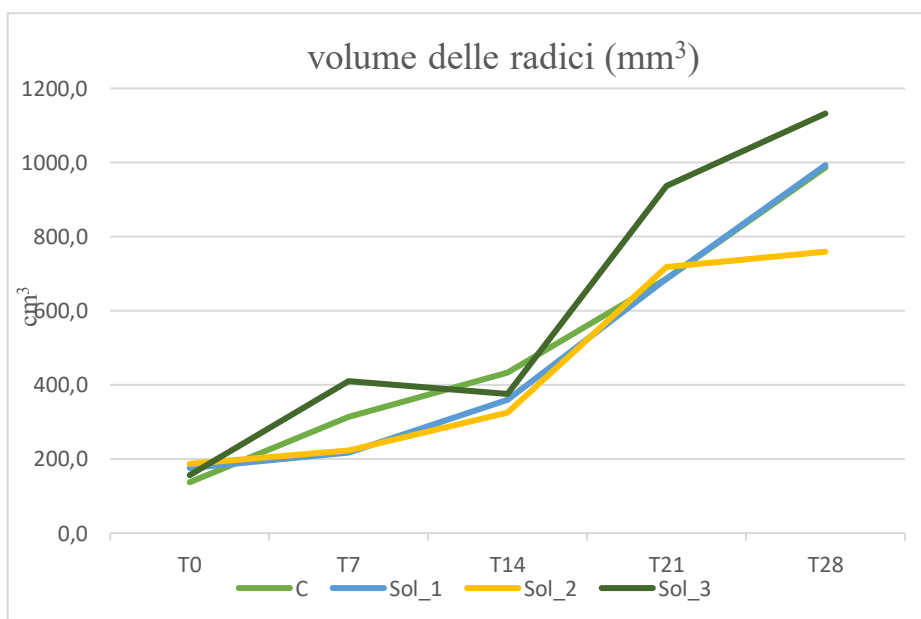


Grafico 4: dati medi riferiti al volume delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)

7.4.4 Peso fresco dell'apparato radicale

Osservando i singoli parametri, per ognuno dei campioni dei diversi trattamenti, notiamo un graduale incremento delle radici che costituiscono l'apparato radicale (tabella 18). Al primo rilievo, il peso fresco delle radici dei campioni dei diversi trattamenti non era omogeneo: le cime radicate, dopo 10 giorni dal ripicchettaggio, non avevano raggiunto un pari sviluppo degli apparati radicali. Dopo 3 concimazioni i campioni di cime radicate delle soluzioni NPK 12 – 52 – 5 e la NPK 20 – 20 – 20 raggiungono il maggior peso fresco delle radici, rispettivamente 0,27 e 0,46 g. Nello stesso rilevamento per la soluzione NPK 15 – 10 – 31 non viene calcolato nessun incremento di peso. Sembra che le prime 3 concimazioni non abbiano esordito alcun effetto sull'apparato radicale della cima. Questo addirittura viene superato dal valore del controllo che raggiunge 0,30 g. Dopo 14 giorni l'apparato radicale dei campioni del controllo supera tutti gli altri. In ordine decrescente misuriamo 0,49 g per la soluzione NPK 20 – 20 – 20, poi 0,36 g per la NPK 12 – 52 – 5 ed infine 0,34 g per la soluzione NPK 15 – 10 – 31. Al 21° e 28° il peso fresco della radice dei campioni del controllo continuano a segnalare un graduale aumento (+10-15 % ogni 7 giorni). Al 21° giorno, dopo 9 concimazioni, tutti i campioni sottoposti alle prove di concimazione raggiungono circa 1 g di peso fresco delle radici. L'apparato ipogeo delle cime diventa uniforme: il test LSD non identifica differenze significative tra i trattamenti (grafico 5).

Tabella 18: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al peso fresco dell'apparato radicale dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

	Peso fresco dell'apparato radicale (g)									
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	0,08±0,05	b	0,30±0,16	ns	0,68±0,39	ns	0,78±0,30	ns	1,21±0,54	ns
Sol_1	0,24±0,08	a	0,27±0,10	ns	0,36±0,13	ns	0,91±0,22	ns	1,30±0,42	ns
Sol_2	0,24±0,09	a	0,23±0,07	ns	0,34±0,17	ns	1,01±0,36	ns	1,08±0,57	ns
Sol_3	0,16±0,04	ab	0,46±0,17	ns	0,49±0,12	ns	1,19±0,26	ns	1,37±0,50	ns

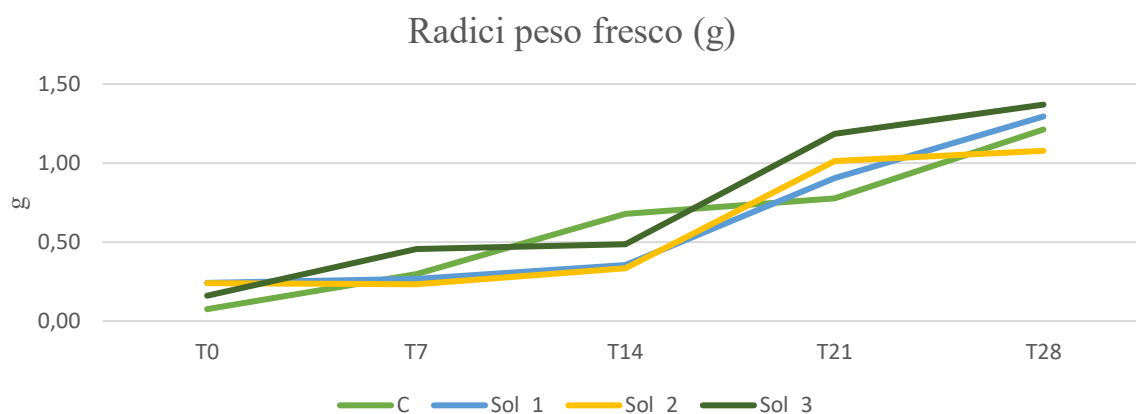


Grafico 5: dati medi riferiti al peso fresco delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)

7.4.5 Peso secco dell'apparato radicale

Il peso secco delle radici, come rappresentato nel grafico 6, segue un andamento costante e graduale di accrescimento durante le diverse prove di concimazione. Tra il 14° e 21° giorno, un notevole incremento del peso secco della radice viene segnalato per i campioni sottoposti alla concimazione: quello della soluzione NPK 12 - 52 – 5 passa da 0,04 g a 0,11 g, quello della NPK 15 – 10 – 31 va da 0,04 g a 0,13 g e per la NPK 20 – 20 – 20 da 0,05 g arriva a 0,14 g. L'aumento più che proporzionale del peso secco delle radici delle soluzioni con concime rileva un maggior accumulo di sostanza secca a livello dell'apparato radicale. Il test statistico LSD, comunque, non rileva alcuna differenza significativa tra i trattamenti (tabella 19).

Tabella 19: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al peso secco dell'apparato radicale dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

	Peso secco dell'apparato radicale (g)									
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	0,03±0,02	ns	0,05±0,02	ns	0,09±0,06	ns	0,14±0,05	ns	0,22±0,10	ns
Sol_1	0,05±0,02	ns	0,03±0,01	ns	0,04±0,02	ns	0,11±0,02	ns	0,66±1,02	ns
Sol_2	0,04±0,01	ns	0,04±0,01	ns	0,04±0,01	ns	0,13±0,02	ns	0,12±0,06	ns
Sol_3	0,04±0,01	ns	0,05±0,01	ns	0,05±0,02	ns	0,14±0,03	ns	0,20±0,07	ns

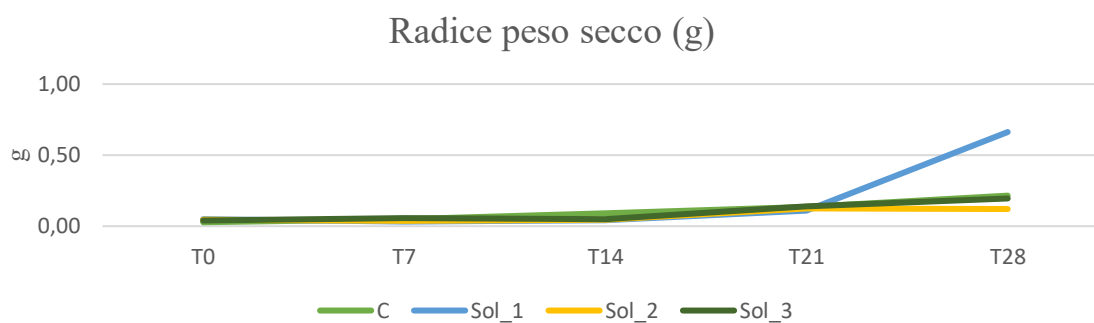


Grafico 6: dati medi riferiti al peso secco delle radici dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)

7.5 Sviluppo dell'apparato epigeo delle cime radicate in risposta alla diversa concimazione

7.5.1 Peso fresco dell'apparato fogliare

Al primo rilevamento del 5/09/2022, il peso fresco della parte epigea dei campioni era pressochè omogeneo, intorno ai 2 g ciascuno. Dopo le prime 3 concimazioni, si nota un raddoppiamento del peso dei campioni della soluzione NPK 20 – 20 – 20 (4,02 g). Di contro, quello misurato per le soluzioni NPK 12 – 52 – 5 e la NPK 15 – 10 – 31 rimane pressochè costante aumentando solo di 0,5 – 0,75 g. Il controllo, nello stesso rilievo, a 7 giorni di distanza dall'inizio della prova, ha sviluppato un apparato epigeo con peso fresco maggiore rispetto a quello dei campioni concimati con la soluzione NPK 12 – 52 – 5 e la NPK 15 – 10 – 31. Dopo la 9° concimazione la soluzione NPK 12 – 52 – 5 (7,58 g) e la NPK 20 – 20 – 20 (7,67 g) sostengono una crescita elevata dell'apparato fogliare favorendo anche un notevole allungamento degli steli delle foglie. Al 21° e 28° giorno il controllo e la soluzione NPK hanno invece un peso fresco inferiore di 2 – 3 g rispetto alle altre 2. Nonostante ciò al 21° giorno non vengono identificate differenze significative, al 28° sì.

7.5.2 Peso secco dell'apparato fogliare

L'andamento dei valori del peso secco della foglia e del fusto segue quello rilevato per il peso fresco sopra analizzato (tabella 21). Le misurazioni differiscono al 3° rilievo dove l'analisi statistica del test LSD indentifica delle differenze significative tra i trattamenti. In questa fase, il peso fresco dei diversi trattamenti varia di 2 g l'uno dall'altro, il peso secco, invece, si aggira per tutti attorno a $1,20 \pm 0,20$ g. Alla 12° concimazione notiamo che per la

soluzione NPK 12 – 52 – 5 e la NPK 20 – 20 – 20, in linea con quanto rilevato per il peso fresco, calcoliamo il peso secco più elevato.

Tabella 20: : valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al peso fresco della foglia e del fusto dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

Peso fresco dell'apparato (g)										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	1,95±0,42	ns	3,38±0,37	ns	4,45±1,11	ab	5,59±1,22	ns	5,71±0,98	b
Sol_1	2,00±0,37	ns	2,94±0,39	ns	4,05±0,51	b	7,58±1,01	ns	8,90±0,49	a
Sol_2	2,43±0,27	ns	2,86±0,37	ns	3,13±0,43	b	6,49±1,28	ns	6,05±1,40	b
Sol_3	1,90±0,18	ns	4,02±0,73	ns	3,92±0,81	a	7,67±0,73	ns	8,27±1,53	a

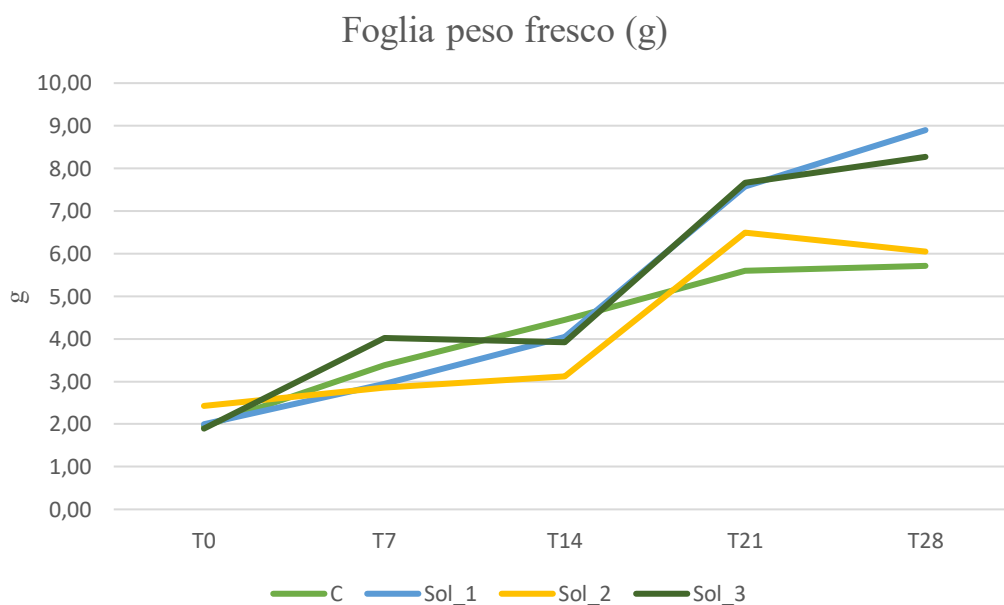


Grafico 7: dati medi riferiti al peso fresco delle foglie dei campioni dei diversi trattamenti, in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)

Tabella 21: valori medi, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti al peso secco della foglia e del fusto dei campioni dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

Peso secco dell'apparato fogliare (g)										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	0,36±0,10	b	0,65±0,09	ns	0,87±0,24	ab	1,14±0,30	ns	1,30±0,26	ab
Sol_1	0,41±0,11	ab	0,50±0,07	ns	0,68±0,13	b	1,41±0,16	ns	1,59±0,04	a
Sol_2	0,50±0,06	a	0,52±0,06	ns	0,58±0,09	b	1,23±0,25	ns	1,05±0,31	b
Sol_3	0,38±0,04	ab	0,69±0,15	ns	0,67±0,15	a	1,38±0,21	ns	1,54±0,37	a

7.5.3 Parametri colorimetrici delle foglie: la tinta (h°)

Dal primo al terzo rilevamento i campioni prelevati non hanno mostrato alcuna differenza significativa: la tinta h° dei campioni, per tutti i trattamenti era di 126 ± 2 . L'intensità del colore delle foglie delle piante controllo e di quelle concimate risulta pressoché simile anche dopo le 6 concimazioni. L'intensità del colore delle soluzioni NPK 12 – 52 – 5, NPK 15 -10 – 31 e della NPK 20 – 20 – 20, alla 12° concimazione sembra aumentare (tabella 22). Queste arrivano a valori di h° pari a 130, 128 e 129 superando quelli del controllo 126. Infatti, vengono segnalate delle differenze significative tra il valore della tinta del controllo e quella degli altri trattamenti solo al 21° e al 28° giorno.

Tabella 22: valori medi della tinta delle foglie, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti alla tinta h° dei campioni di foglie dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p<0,005$. Test LSD.

Valore h° del colore delle foglie trattate con i diversi regimi di concimazione										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	126,38±1,6	ns	127,83±1,1	ns	127,01±1,8	ns	126,18±1,8	b	126,86±1,5	b
Sol_1	126,97±1,5	ns	128,03±1,3	ns	126,31±1,5	ns	128,94±1,2	a	130,15±1,7	a
Sol_2	125,70±1,9	ns	127,71±1,3	ns	127,46±0,8	ns	128,65±1,6	a	128,71±1,5	c
Sol_3	126,06±1,9	ns	128,94±1,4	ns	127,31±1,2	ns	127,99±0,9	a	129,97±0,9	a

7.5.4 Parametri colorimetrici delle foglie: la saturazione (C^* : Chroma)

Il test LSD durante i primi tre campionamenti non evidenzia alcuna differenza significativa tra i trattamenti (tabella 23). Le foglie del controllo mantengono un valore costante durante i 28 giorni della prova (23 ± 2). Tutti gli altri trattamenti, a partire dalla 3° concimazione segnano una graduale riduzione della saturazione del colore. Dall'analisi statistica si osserva differenze significative tra le foglie del controllo e quelle dei diversi trattamenti di concimazione, soprattutto dopo la 12° concimazione. La saturazione delle soluzioni NPK 12 – 52 – 5, NPK 15 – 10 – 31 e NPK 20 – 20 – 20 tra il 21° ed il 28° giorno rimangono costanti con valori di 19 ± 2 di molto inferiori rispetto a quelli del controllo di $25 \pm 3,0$.

Tabella 23: valori medi, dell'indice Chroma del colore delle foglie, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti alla saturazione C^* dei campioni di foglie dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3) \pm deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per $p < 0,005$. Test LSD.

Valore dell'indice Chroma del colore delle foglie trattate con i diversi regimi di concimazione										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	25,38 \pm 4,4	ns	22,20 \pm 1,8	ns	24,52 \pm 4,7	ns	25,67 \pm 2,9	a	25,59 \pm 3,4	a
Sol_1	24,45 \pm 4,5	ns	22,05 \pm 3,2	ns	24,47 \pm 3,4	ns	19,44 \pm 3,2	c	19,41 \pm 2,8	bc
Sol_2	27,65 \pm 4,7	ns	22,52 \pm 1,9	ns	23,48 \pm 2,5	ns	19,75 \pm 2,4	bc	20,87 \pm 3,5	b
Sol_3	26,69 \pm 5,1	ns	20,31 \pm 2,7	ns	23,83 \pm 3,1	ns	21,71 \pm 2,4	b	18,21 \pm 3,1	c

7.5.5 Parametri colorimetrici delle foglie: la luminosità (L^*)

Il valore della luminosità del colore delle foglie segue lo stesso andamento della saturazione del colore (tabella 24). La luminosità delle foglie del controllo rimane costante nel tempo e dopo 28 giorni raggiunge il valore più elevato, corrispondente a foglie più chiare e vivide. Qui, con l'analisi statistica ed il test LSD, segnaliamo un'evidente differenza significativa tra il controllo non trattato e gli altri trattamenti. Questo valore colorimetrico dei campioni concimati diminuisce gradualmente ad ogni intervento: da valori di 38 ± 1 misurati ai primi rilievi si passa a 33 ± 1 . La luminosità inferiore viene misurata, dopo 28 giorni, per i campioni della soluzione NPK 20 – 20 – 20 ($33,40$).

Tabella 24: valori medi della luminosità delle foglie, calcolati ogni 7 giorni a partire dal tempo 0 (T0: 05/09/2022 – T7:12/09/2022 – T14: 19/09/2022 – T21:26/09/2022 – T28:03/10/2022), riferiti alla luminosità L* dei campioni di foglie dei diversi trattamenti in ordine controllo (C), NPK 12 – 52 – 5 (SOL_1), NPK 15 – 10 – 31 (SOL_2), NPK 20 – 20 – 20 (SOL_3)±deviazione standard. Valori medi indicati con lettere diverse differiscono statisticamente per p<0,005. Test LSD.

Valore di luminosità del colore delle foglie trattate con i diversi regimi di concimazione										
	T0	S0	T7	S7	T14	S14	T21	S21	T28	S28
C	38,06±2,4	ns	36,34±1,4	ns	36,36±2,8	a	36,73±2,2	a	36,54±2,2	a
Sol_1	38,61±2,4	ns	33,65±1,8	ns	35,63±2,0	b	32,30±2,7	bc	34,38±2,0	b
Sol_2	39,40±3,0	ns	34,97±1,8	ns	36,16±2,8	b	34,23±3,1	b	34,55±2,1	b
Sol_3	39,70±3,5	ns	34,47±2,0	ns	36,09±2,4	b	31,88±2,1	c	33,40±2,1	b

CAPITOLO 8

DISCUSSIONE

8.1 Sistema di coltivazione fuori suolo di piante madri micropropagate per la produzione di cime fresche radicate

Lo scopo di questo lavoro di tesi è quello di misurare la risposta quantitativa e qualitativa per la produzione di piante fresche da cime radicate ottenute da piante madri coltivate in serra in un sistema fuori suolo. Le colture fuori suolo consentono di raggiungere i risultati produttivi più eclatanti quando tutti i fattori della produzione risultano ottimizzati, pertanto non si dovranno trascurare gli aspetti di tecnica colturale in grado di influenzare la produttività (Tesi, 2002). L'efficienza di questo metodo vivaistico di propagazione dipende dal numero di catene stolonifere prodotte per ogni pianta madre e dal numero di cime presenti per ogni stolone. Per massimizzare le rese, in un sistema aziendale occorre pianificare anche le diverse fasi di coltivazione in funzione delle strutture che si ha a disposizione e della stagione in cui avviene. La produzione di piante fresche fuori suolo, in serre climatizzate medium tech, permette la propagazione vegetativa e il reperimento di materiale vegetale per almeno 9 mesi l'anno. Questo resta in linea con la crescente domanda di piante in diversi periodi dell'anno in quanto sono cambiati parallelamente i sistemi di produzione e le epoche di trapianto e raccolta. Non meno importante diventa così la gestione della diversificazione del mercato e la diversa destinazione del materiale.

Questo caso studio prevede la piantagione di piante madri da micropropagazione tra il mese di aprile e l'inizio di maggio per poter consegnare materiale vegetale fresco in due diversi areali di produzione della fragola. Il primo trapianto (13/04/2022) punta alla produzione di cime fresche radicate da destinare al mercato del nord Italia, mentre il secondo e terzo trapianto (28/04/2022 e 05/05/2022) a quelle che verranno trapiantate nel meridione. Importante è avere sempre delle cime rinnovate, con abbozzi radicali giovani, non imbruniti, per ridurre il rischio di mancato attecchimento durante la fase di radicazione.

Il sistema di coltivazione fuori suolo su sacco in vivaio di piante madri derivanti dalla micropropagazione in vitro del materiale vegetale è stato applicato per le cv *Lauretta*, *Francesca*, *Silvia*, *Dina* e la selezione *AN 12,13,58*. Per questa sono state utilizzate anche delle piante madri della categoria commerciale tipo A per valutare la diversa capacità stolonifera tra le due.

Al fine di comprendere più facilmente il sistema di propagazione sviluppato, è fondamentale analizzare le diverse fasi dell'intero protocollo di propagazione adottato (Figura 1).

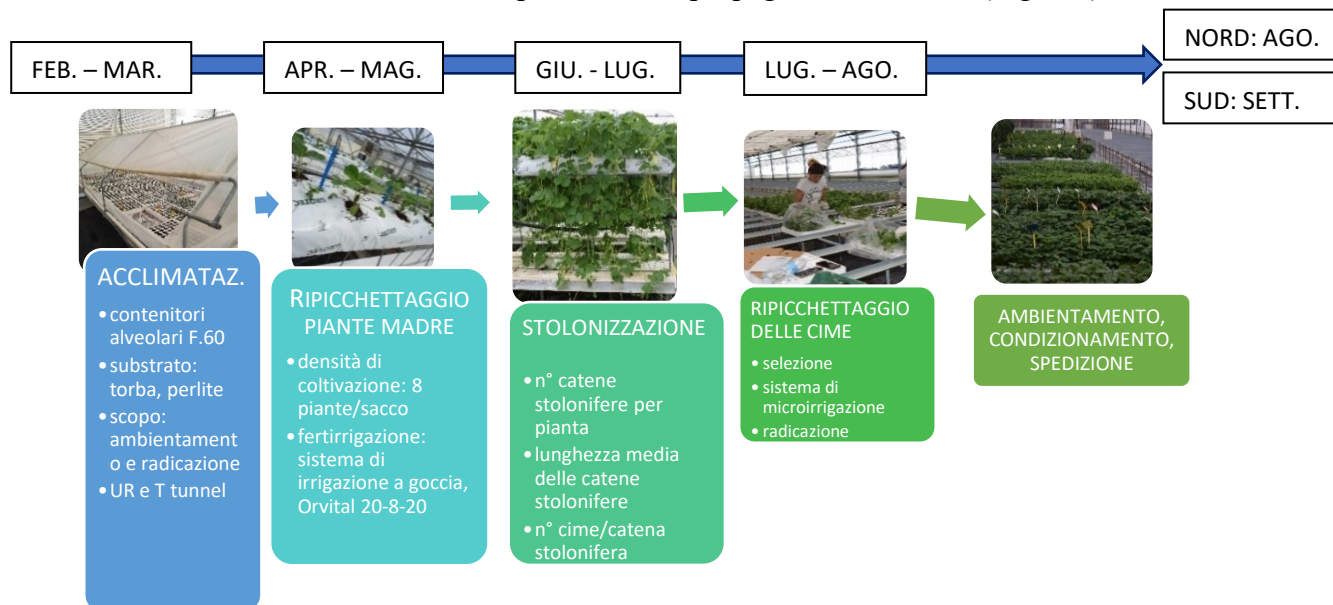


Figura 1: schema del sistema vivaistico di produzione delle cime radicate studiato

Il reperimento del materiale vegetale ha richiesto una programmazione dei lavori antecedente di 8 – 9 mesi prima dell'inizio della prova. Le piante madri frigoconservate sono state trapiantate in campo a luglio, per raccoglierne le piante figlie a gennaio. Il prelievo degli apici meristemati dalle catene stolonifere delle piante madri coltivate in campo, per la propagazione in vitro, è iniziato a giugno. La proliferazione e radicazione del materiale micropropagato ha richiesto 8 mesi di lavoro in laboratorio.

La fase di acclimatazione in tunnel delle piante micropropagate è iniziata nel mese di febbraio ed è proseguita sino a marzo. Per questa 5 operatori hanno impiegato in totale 4 giornate, da 5 ore ognuna, per un totale di 100 ore di lavoro. Il trapianto delle piante madri, con 2 addetti ai lavori, ha richiesto altre 2 giornate da 5 ore l'una, in totale 20.

Da aprile, sia le piante madre da micropropagazione che le piante frigoconservate sono state ripicchettate su sacco in un sistema verticale di coltivazione con microirrigazione localizzata. La densità di 8 piante madre a sacco è stata già calcolata da Giuliani et al., 2018, dimostrando che è quella ottimale per massimizzare la produzione di catene stolonifere per pianta. La scelta del sistema di coltivazione fuori suolo in un ambiente protetto, quale quello del vivaio, resta in linea con le nuove esigenze della normativa europea inerente alla propagazione di materiale vegetale sano ed esente da contaminazioni. La gestione culturale

per il controllo della produzione di catene stolonifere, ha richiesto un solo coltivatore per il dosaggio delle botti della fertirrigazione. Questo, 2 volte a settimana interveniva con trattamenti anticrittogamici ed all'occorrenza un ulteriore per la lotta ad eventuali fitofagi. Per ogni cv sono state selezionate delle piante madri per l'analisi del numero delle catene stolonifere e la loro lunghezza assieme al numero totale degli stoloni prodotti per ogni pianta. Le misurazioni sono state effettuate a 20, 40 e 60 giorni dal trapianto. La cv più performante per numero di catene stolonifere prodotte è stata *Francesca*, seguita da *Silvia*, *Lauretta*, *Dina* e *AN 12,13,58*. L'andamento è simile per il calcolo del numero degli stoloni: *Silvia*, *Lauretta* e *Francesca* rimangono le più produttive. Si invertono i valori di *AN 12,13,58* e di *Dina*. La selezione produce un numero di stoloni maggiore perché si schiudono le gemme ascellari delle catene stolonifere e generano degli stoloni secondari. Il numero degli stoloni calcolato viene considerato per misurare il numero potenziale di cime prodotte per i metri lineari di serra occupati. *Silvia* è la cv che dona la maggiore efficienza produttiva per metro lineare garantendo una produzione di 378 cime per ogni m lineare, seguita da *Lauretta* (360), *Francesca* (350), *AN 12,13,58* (278) e *Dina* (215). Questa valutazione viene eseguita per valutare la risposta produttiva delle cv in funzione di una potenziale ottimizzazione degli spazi per la gestione del materiale vegetale all'interno della serra. Non è scontata la coordinazione delle aree di coltivazione in serra, specialmente se non si coltiva la sola fragola, in quanto in base allo stadio fisiologico e di accrescimento della pianta si possono gestire temperature e volumi d'adattamento diversi.

Per la cv *Dina* sono state osservate le differenze tra 2 epoche di trapianto diverse 13/04/2022 e 05/05/2022. Solo dopo 40 giorni dal ripicchettaggio delle piante madri sono state osservate delle differenze significative tra le due. In linea con quanto analizzato anche da Kadir et al., 2006, lo sviluppo e la vigoria delle catene stolonifere varia in funzione delle temperature e delle ore di luce. Per la selezione *AN 12,13,58* è stata confrontata la capacità stolonifera delle piante da micropropagazione e da frigoconservazione ripicchettate il giorno 05/05/2022.

I parametri analizzati confermano quanto detto da Boxus et al., 1984; Damiano et al., 1980; Swartz et al., 1984; Synowski, 1982, ovvero le piante da frigoconservazione hanno una capacità stolonifera inferiore rispetto alle piante da micropropagazione. Il numero ridotto di catene stolonifere della pianta tipo A si riflette anche in un numero inferiore di stoloni per pianta e nella minore vigoria della lunghezza delle catene.

Dopo aver calcolato l'efficienza produttiva delle cv abbiamo proseguito con il taglio delle

catene ed il ripicchettaggio per la produzione di piante fresche di fragola da cime radicate. Le singole piante vengono fatte radicare su substrato di torba e vermiculite all'interno di contenitori in polistirolo.

Il ripicchettaggio delle cime ha richiesto l'ausilio di 6 operatrici per circa 5 ore a giornata. Una volta disposti i contenitori sul bancale, vengono lasciati in mist per almeno 7 – 10 giorni sino ad osservare la formazione delle prime radici del nuovo apparato radicale. Dopo di che le piante vengono rimosse dal mist e ricevono giornalmente una regolare irrigazione con barra irroratrice. Per ottenere un apparato radicale ben formato, le cime radicate restano in serra almeno altre 3 settimane prima della spedizione. Dall'attecchimento delle cime sino al condizionamento e spedizione delle piante fresche di fragola poche sono state le cure colturali che i coltivatori hanno dovuto applicare. Le cime radicate hanno avuto un'alta percentuale di attecchimento: non hanno generato degli scarti di produzione significativi. Non sono stati necessari interventi con fitofarmaci: è stata sufficiente la gestione fitosanitaria delle piante madri per permettere la propagazione di materiale vegetale sano. In questo lasso di tempo abbiamo effettuato le prove di concimazione immergendo i contenitori all'interno di diverse soluzioni nutritive, quali NPK 12 – 52 – 5, NPK 15 – 10 – 31 e NPK 20 – 20 – 20. Queste le abbiamo confrontate con campioni controllo non trattati. In tutti i casi, le piante fresche di fragola da cime radicate hanno dato una risposta qualitativa elevata.

La produzione di cime radicate su substrato agevola anche le successive operazioni di ripicchettaggio in serra o in pieno campo: il pane di terra protegge l'apparato radicale da eventuali traumi meccanici legati all'operazione della messa a dimora, garantendo una maggiore percentuale di attecchimento. Inoltre, una cima radicata così predisposta, facilita la meccanizzazione del trapianto del fragoletto riducendo la manodopera necessaria.

Il vivaista, dalla produzione di cime radicate, guadagna in termini di spazio e di propagazione di materiale vegetale ad alta qualità sanitaria ed agronomica. Inoltre in 7 mesi, il sistema di coltivazione applicato all'interno di una serra medium tech climatizzata, ha richiesto una bassa manodopera e ridotte ore di lavoro. Ciò comporta un'eventuale riduzione dei costi variabili legati alla gestione del sistema.

Ad eccezione del costo iniziale per il mantenimento del tunnel in fase di acclimatazione, per il resto, non vengono richiesti ulteriori ed eccessivi costi energetici. L'andamento climatico, con temperature in aumento ed il naturale incremento delle ore di luce fanno sì che le piante trovino le condizioni ideali al fine di raggiungere un adeguato sviluppo vegetativo.

8.2 Analisi dell'efficienza produttiva delle piante madri

8.2.1 Confronto tra genotipi: numero catene stolonifere e lunghezza, numero stoloni

Tutte le cv analizzate hanno dato una risposta qualitativa e quantitativa interessante ai fini produttivi. Il sistema fuori suolo su sacco con sistema di microirrigazione e concimazione localizzata ha creato le condizioni ideali per il loro sviluppo fisiologico e morfologico. In vivaio sono state osservate delle differenze tra genotipi per la produzione di catene stolonifere. Questo aspetto può essere considerato come criterio di valutazione per la selezione di materiale vegetale in grado di assicurare una buona produzione vivaistica di piante propagate per via vegetativa (Hokanson et al., 2004).

Dall'analisi delle piante madri micropropagate dei genotipi analizzati è emerso che la cv più performante per il numero di catene stolonifere prodotte è stata *Francesca*, seguita da *Silvia* e *Lauretta*, per finire con *Dina* e la selezione *AN 12,13,58* (figura 3, 4, 5, 6, 7). Tutte hanno dimostrato un buon vigore vegetativo superando, in media, la produzione di 12 catene stolonifere a pianta.

Per ogni catena stolonifera, per la cv *Silvia*, *Francesca* e *Lauretta* vi erano circa 3 – 4 stoloni a catena. Dal test statistico LSD, non abbiamo osservato differenze significative tra le tre cv, ma queste hanno valori significativamente diversi rispetto alla cv *Dina*, che produce un numero di stoloni inferiore alla stessa *AN 12,13,58*. Nonostante il numero delle catene stolonifere che si dipartono dal colletto della pianta madre *AN 12,13,58* sia inferiore a quello di *Dina*, il numero di stoloni prodotti invece la supera. La selezione *AN 12,13,58* ha dimostrato una maggiore vigoria emettendo nuovi stoloni a partire dalle gemme ascellari delle catene stolonifere. Tale fenomeno non si è verificato in maniera così evidente sulla cv *Dina*. Inoltre il calcolo è stato effettuato osservando il numero totale degli stoloni prodotti. Non vengono differenziati in base alla loro dimensione. Come illustrato nella figura 2, il continuo rinnovo del materiale vegetale prodotto dalla pianta madre genera stoloni a diversi stadi morfologici. La loro dimensione ha comportato una successiva selezione e valutazione prima del ripicchettaggio delle cime.



Figura 2: diverse dimensioni degli stoloni della cv Francesca il 16/06/2022

La fase di accrescimento iniziale delle catene stolonifere, nel mese di aprile, è stata più lenta. Nei primi 20 giorni dal trapianto si misuravano poche, se non assenti, catene stolonifere con lunghezze variabili, ma comunque inferiori ai 20 cm. Qui ancora il sistema di coltivazione impostato in azienda prevedeva l'utilizzo di una mezza dose di concime. Solo dalla metà di maggio si è rilevato un aumento della lunghezza delle catene in quanto accelera la velocità di accrescimento delle stesse piante madri. I coltivatori osservando un aumento del numero di catene per pianta, hanno raddoppiato la dose del concime. Le alte temperature, assieme all'aumento delle ore di luce, legate all'andamento stagionale, hanno fatto sì che anche in soli 15 giorni, la lunghezza delle catene stolonifere raddoppiasse. I dati calcolati esprimono una media della lunghezza delle catene stolonifere osservate, dalle più recenti a quelle di prima formazione. In realtà la media riduce la reale lunghezza che alcune catene stolonifere hanno raggiunto prima del loro taglio. Per le cv *Silvia*, *Francesca* e *Lauretta* ho misurato, random, catene sopra ai 180 cm. Infatti in altri paesi europei, come Grecia ed Olanda, per la produzione di cime radicate sfruttano sistemi di coltivazione up e down. Qui le catene stolonifere, lasciate libere di crescere, creano delle pareti di materiale vegetale. Spesso a questo associano una gestione dell'ambiente di coltivazione con la nebulizzazione di acqua o mist per evitare la necrotizzazione degli abbozzi radicali ed avere degli stoloni con un elevato turgore e rinnovamento cellulare. Chiaramente richiedono poi maggiori competenze tecniche del personale addetto per il monitoraggio qualitativo ed il controllo fitosanitario. Per ogni cv. abbiamo analizzato il numero di cime prodotte per metro lineare di serra. *Silvia*, *Lauretta* e *Francesca* sono le più performanti seguite da *AN 12,13,58* e *Dina*. Abbiamo calcolato il loro valore considerando la produzione di 8 piante madri disposte su un sacco di lunghezza 1 m. Volendo calcolare la produzione in base ad una richiesta di 100000 cime

radicate di fragola, nella tabella 1, osserviamo quante piante per ogni cv. siano realmente necessarie per evadere un tale ordine.

Tabella 1: calcolo del numero sacchi e metri lineari per la produzione di 100.000 cime delle cv da micropropagazione *Silvia*, *Lauretta*, *Francesca* e *Dina* e la selezione *AN 12,13,58* predisponendo un sistema di coltivazione fuori suolo su sacco (1,0x0,22x0,1 m) contenente 8 piante madri. NS p⁻¹: numero di stoloni prodotti per ogni pianta madre.

cv	NS p ⁻¹	N. piante madri	N. sacchi da 8 piante	N. metri lineari
<i>SILVIA</i>	47,19	2119,09	264,89	264,89
<i>LAURETTA</i>	45,06	2219,26	277,41	277,41
<i>FRANCESCA</i>	43,81	2282,58	285,32	285,32
<i>AN 12,13,58</i>	34,75	2877,70	359,71	359,71
<i>DINA</i>	26,84	3725,78	465,72	465,72



Figura 3: rappresentazione della produzione di catene stolonifere della selezione AN 12,13,58. Data 16/06/2022



Figura 4: rappresentazione della produzione di catene stolonifere delle piante non campionate della cv Dina. A sinistra ci sono le piante madri del 1° trapianto (±80 giorni), a destra del secondo (±60giorni). Data 03/07/2022



Figura 5: rappresentazione della produzione delle catene stolonifere delle piante campione della cv *Francesca*. Data 16/06/2022.

Figura 6: *Lauretta*, data 16/06/2022.

Figura 7: *Silvia*, data 16/06/2022.

8.2.2 Confronto tra piante madri da frigoconservazione e da micropropagazione

La valutazione dei parametri osservati per le piante madri della selezione *AN 12,13,58* da micropropagazione e da frigoconservazione di tipo A ha evidenziato differenze significative tra le due. È noto che le piante di fragola derivate dalla propagazione in vitro di materiale vegetale produce una quantità di catene stolonifere maggiore rispetto alle piante frigoconservate (Boxus et al., 1984; Damiano et al., 1980; Swartz et al., 1984; Synowski, 1982). Il comportamento della selezione *AN 12,13,58* è equiparabile a quello osservato dai ricercatori Theiler-Hedtrich e Wolfensberger nel 1983-1984 per le cv *Belrubi*, *Gorella*, *Red Gauntlet* e *Senga Sengana*. Loro analizzarono il numero delle catene stolonifere per pianta dopo 7 settimane dal trapianto. Nonostante il numero di catene stolonifere per pianta non fosse così elevato, notarono sin da subito delle differenze significative tra le piante della stessa cv derivate dalla micropropagazione e quelle dalla frigoconservazione.

Durante la prova, abbiamo osservato che i valori del numero degli stoloni per pianta e della lunghezza delle catene stolonifere seguono lo stesso andamento rilevato per il numero delle catene stolonifere prodotte.

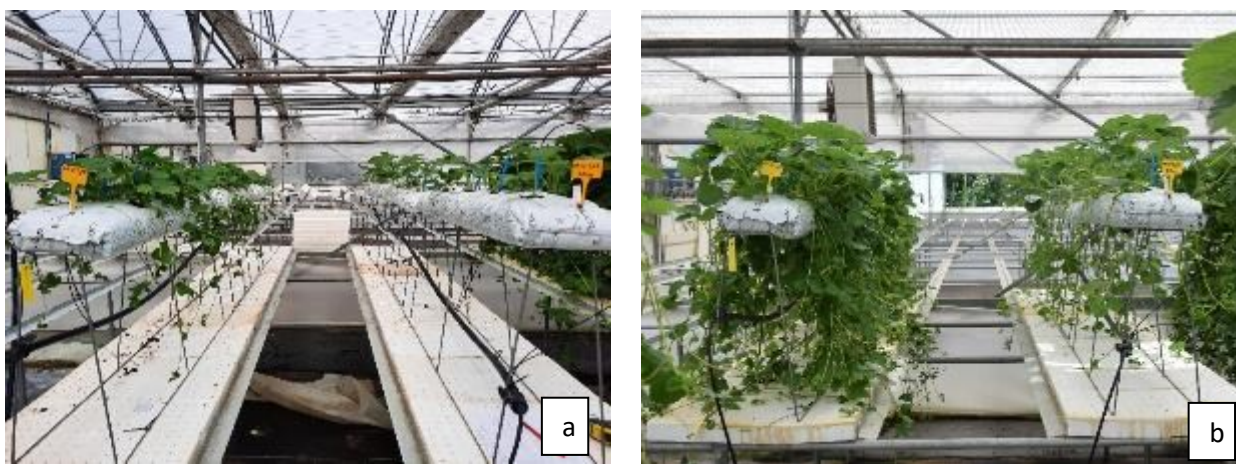


Figura 8a: *AN 12,13,58* da micropropagazione a sinistra e da frigoconservazione tipo A a destra il 30/05/2022, 8b: stesse piante della 10a il 16/06/2022

Quanto espresso dai dati calcolati è visibile anche nelle foto scattate il 30/05/2022 (figura 8a) ed il 16/06/2022 (figura 8b). La selezione *AN 12,13,58* è una varietà rifiorante. La tipo A frigoconservata ha investito sin da subito la sua attività vegetativa nell'emissione di bottoni fiorali. Ciò ha determinato il rallentamento dell'entrata in produzione delle catene

stolonifere. Inoltre durante la stagione queste hanno dimostrato una minore vigoria raggiungendo una lunghezza di molto inferiore delle catene stolonifere. Il numero degli stoloni prodotti dalla pianta madre tipo A non è in grado di dare una produzione di stoloni sufficienti a rendere tale sistema di coltivazione funzionale ai fini produttivi e propagativi delle piante fresche di fragola da cime radicate. La pianta madre derivante dalla propagazione in vitro invece è risultata competitiva anche con la produzione di cime calcolata per le altre cv analizzate. Anche dall'analisi dell'efficienza produttiva per metri lineari di serra, la pianta da frigoconservazione tipo A risulta poco concorrenziale rispetto alla pianta da micropropagazione (tabella 2). Per la produzione di 100.000 cime, utilizzando il sistema di coltivazione fuori suolo descritto, i metri lineari richiesti dalla pianta madre frigoconservata sono 1220,7 m, valore di molto superiore ai 359,71 m lineari occupati dalle piante da micropropagazione.

Tabella 2: calcolo numero sacchi e metri lineari del per la produzione di 100.000 cime della selezione AN 12,13,58 predisponendo un sistema di coltivazione fuori suolo su sacco (1,0x0,22x0,1 m) contenente 8 piante madri. NS p⁻¹: numero di stoloni prodotti per ogni pianta madre.

<i>AN 12,13,58</i>				
Tipo pianta	NS p⁻¹	N. piante madri	N. sacchi da 8 piante	N. metri lineari
FRIGO	10,24	9765,63	1220,70	1220,70
MICRO	34,75	2877,70	359,71	359,71

8.2.3 Confronto tra due epoche di trapianto delle piante madri da micropropagazione

La cv *Dina* è stata trapiantata in due epoche diverse 13/04/2022 e 05/05/2022. Come analizzato nel capitolo precedente, le piante madri del secondo ripicchettaggio, nei primi 20 – 40 giorni hanno mostrato un vigore vegetativo maggiore rispetto ai corrispettivi del primo.

Smeets et al., 1982, con il loro lavoro, osservarono che piante fresche di fragola non producono un numero elevato di catene stolonifere quando incontrano temperature che variano tra 14 e 20 °C. Sorkel Kadir et al., nel 2006 analizzando la capacità vegetativa della pianta di fragola, afferma che temperature tra i 35 ed i 40 °C bloccano o inibiscono lo sviluppo delle catene stolonifere e ne limitano la neoformazione. Sulle cultivar *Chandler* e *Sweet Charlie* rilevano delle differenze significative tra il numero di catene stolonifere

prodotte a 15 – 20 °C e a 30 – 25 °C.

Quanto appena sottolineato è in linea con le temperature monitorate presso la serra dell'azienda Innesti Leopardi. Nel mese di aprile, e durante la prima decade di maggio, sono state segnalate temperature minime intorno a 6 ± 2 °C mentre le massime attorno ai 15 ± 2 °C. Le piante ripicchettate su sacco hanno attecchito, ma non hanno iniziato la differenziazione per la produzione di catene stolonifere. Nei primi 20 giorni sono state monitorate circa 1 – 2 catene stolonifere a pianta, di lunghezza compresa tra 6 e 10 cm e con 1 stolone. Dalla seconda metà di maggio i data logger hanno misurato temperature minime di 13 ± 2 °C e le massime 25 ± 2 °C. Le piante madri della cv *Dina* del 2° trapianto incontrano sin da subito le condizioni climatiche ideali per poter crescere e differenziare velocemente nuove catene stolonifere. Il 20° giorno dal trapianto non misurano differenze significative con le piante del primo, ma al 40° sì. Le piante di *Dina* del 13/04/2022 affrontano i primi 40 giorni con temperature minime e massime giornaliere inferiori rispetto a quelle del 05/05/2022.

Nel mese di giugno le temperature si alzano ancora: le minime sono di 20 ± 2 °C e le massime 28 ± 2 °C. Durante quest'ultimo lasso di tempo indicato esplose il vigore vegetativo per entrambe le piante madri (Figura 9). All'ultimo rilievo del 3/07/2022 il numero delle catene stolonifere a pianta si eguagliano. L'efficienza produttiva degli stoloni è buona per entrambe. Anche posticipando la messa a dimora delle piante madri su sacco di 20 giorni non incide né sulla quantità né sui tempi per il reperimento di materiale vegetale idoneo alla propagazione di nuove piante di fragola.

Figura 9: *Dina* T1 a sinistra, 60 giorni dal trapianto, *Dina* T2 a destra, 40 giorni dal trapianto



Dopo 60 giorni dal trapianto, in linea con quanto appena sottolineato, il numero di stoloni prodotti per ogni pianta madre non differisce di molto tra le 2 epoche di trapianto. Se ne vogliamo osservare l'efficienza produttiva in questo caso possiamo dire che in 806 m lineari la sola cv. *Dina*, con piante madri trapiantate a 20 giorni di distanza l'una dall'altra, è in grado di fornire 200.000 cime.

Tabella 3: calcolo del numero sacchi e metri lineari per la produzione di 100.000 cime della cv. *Dina* predisponendo un sistema di coltivazione fuori suolo su sacco (1,0x0,22x0,1 m) contenente 8 piante madri. NS p⁻¹: numero di stoloni prodotti per ogni pianta madre.

<i>Dina</i>				
EPOCA TRAPIANTO	NS p ⁻¹	N. piante madri	N. sacchi da 8 piante	N. metri lineari
13/04/2022	33,25	3007,52	375,94	375,94
05/05/2022	29,06	3441,16	430,14	430,14

8.3 Prove di concimazione per le cime radicate della cv *Dina*

8.3.1 Confronto tra trattamenti: l'apparato radicale

Lo sviluppo dell'apparato ipogeo delle cime radicate delle fragola *Dina* è stato misurato considerando i seguenti parametri: lunghezza, diametro e volume delle radici assieme al peso fresco e secco. I primi tre citati sono stati calcolati con il programma WinRHIZO. Abbiamo notato l'incremento graduale dei valori della lunghezza e del volume, mentre quelli del diametro sono rimasti sempre costanti. Con il test statistico non sono state rilevate differenze significative tra i trattamenti. Ciò può essere legato ad una scelta non appropriata del numero dei campioni analizzati. Il programma WinRHIZO, come affermato anche dal gruppo di ricerca di Jedd et al., 2015, ha dei limiti per la misurazione delle radici. La scannarizzazione delle radici di fragola neo formate delle cime non ha incluso nelle immagini tutte le radici fini. Il metodo sarebbe da rivedere provando ad utilizzare un colorante che le renda individuabili dalla luce dello scanner. Inoltre il lavaggio dei campioni in acqua corrente provoca una piccola perdita in percentuale delle radici fini. È stata collezionata una serie di dati ridotta per poter essere analizzata statisticamente. Si suggerisce così un numero di campioni maggiore per poter utilizzare il software per questa analisi.

Il peso fresco ed il peso secco delle radici al 21° e 28° giorno non da alcuna differenza

significativa tra i trattamenti. Addirittura le misurazioni effettuate per il controllo superano quelle della soluzione nutritiva NPK 15 – 10 – 31. Il valore del peso fresco delle cime radicate al 21° giorno è possibile confrontarlo con quello analizzato da Hochmuth et al., 2006. Lui osservò che partendo da delle cime fresche radicate con un peso secco dell'apparato radicale di $0,4 \pm 0,2$ g è possibile garantire l'attecchimento delle piante di fragola riducendo gli interventi irrigui nei giorni post trapianto in campo. Quindi il peso secco misurato per ogni trattamento è associato ad un apparato radicale caratterizzato da un buon volume ed un quantitativo di elementi nutritivi sufficienti a garantire una maggiore autonomia della pianta. Ciò assicura alle cime radicate prodotte un'elevata qualità agronomica del materiale vegetale propagato.

8.3.2 Confronto tra trattamenti: l'apparato epigeo

L'apparato epigeo della cima radicata, comprendente fusto o picciolo e foglia, è stato analizzato misurandone i seguenti parametri: colore della foglia (tinta, saturazione, luminosità), peso fresco e secco.

Per la definizione del colore delle foglie è stato utilizzato il colorimetro portatile "Konica Minolta", in quanto la valutazione del colore delle foglie non si può basare solo su osservazioni soggettive. I colori visibili, presenti in natura, si registrano sullo spettro fotometrico alle lunghezze d'onda di 400 e 700 nm e dipendono dalla riflettanza dell'oggetto che colpiscono. Il colore delle foglie dipende dalle proprietà spettrali dei pigmenti fogliari, ovvero le clorofille. Queste per il 70 – 90% dei casi assorbono la luce ad una lunghezza d'onda tra 430 e 450 nm (blu), tra 640 e 660 nm (rosso) e 550 nm (verde) (Madeira et al., 2003). Il sistema di misurazione della clorofilla con il colorimetro Minolta permette la quantificazione in vivo senza campionamenti distruttivi. Questo sfrutta le proprietà spettrali dei corpi attraversati, basandosi sul principio della riflettanza: la sua sorgente luminosa emette un raggio di luce sul campione e ne filtra la luce riflessa attraverso i filtri RGB. Il dato che se ne ricava viene codificato da delle fotocellule (Uren, 1999). Per analizzare il colore abbiamo utilizzato il sistema $L^*C^*h^\circ$. Ad ogni lettera corrisponde uno spazio colore: "L*" indica la luminosità (nero: 0, bianco: 100), "C*" è l'acronimo di Chroma, saturazione (0 – 60) e h° angolo Hue, la tinta (rosso: 0° , giallo: 90° , verde: 180° , blu: 270°) (Keskin et al., 2008). La tinta è determinata dalla lunghezza d'onda dominante. La saturazione è definita dalla purezza dell'eccitazione e dal livello di luce bianca riflessa. Queste due variabili,

insieme definiscono l'espressione del livello di colore (Madeira et al., 2003). Gli studi condotti da Tunkey et al., 2011 dimostrano che ci sono correlazioni significative tra il contenuto della clorofilla totale, della concentrazione della clorofilla a, la luminosità ed il valore di croma.

Durante la sperimentazione, dai dati ottenuti, abbiamo visto che tutte le foglie dei diversi trattamenti sono di colore verde intenso, scuro, che viene da una tinta h° con valori prossimi a 124 ± 2 , una saturazione C^* di circa 20 ± 2 ed una luminosità L^* di 32 ± 2 .

In letteratura ci sono diversi studi che collegano lo studio della riflettanza del colore foglie ad altre proprietà qualitative delle foglie di fragola (Chen et al, 1993). Infatti, diversi articoli scientifici dimostrano la corrispondenza dei valori $L^*C^*h^\circ$ con quelli della clorofilla. Usando questi tre valori del colore insieme anziché separatamente, è possibile incrementare il modello per il calcolo del contenuto in N delle foglie. Keskin et al., 2018 associano i valori di $L^*C^*h^\circ$ della cv di fragola *Camarosa* ad una buona concentrazione N nelle foglie di colore verde scuro. Studi su cv di orticole dimostrano delle strette relazioni tra il contenuto in clorofilla ed il sistema $L^*C^*h^\circ$: Leon et al., 2007 lo evidenzia su lattuga, Tunkey et al., 2011 su rucola. Altri studi invece dimostrano che ci sono delle correlazioni tra i parametri registrati dal colorimetro e la concentrazione dei pigmenti primari come i carotenoidi per le albicocche (Ruiz et al., 2005) e per il succo di arancia (Melendez-Martinez et al., 2003), il licopene per il pomodoro (Arias et al., 2000; Hyman et al., 2004), gli antociani nelle foglie d'acero (Schmitzer et al., 2009) e la clorofilla nelle foglie di peperone (Madeira et al., 2003). Non ci sono degli articoli che si dedicano interamente alla definizione del colore della fragola, ma altri confermano l'attendibilità del metodo utilizzato. Pertanto il colorimetro Minolta può essere utilizzato per fare delle valutazioni rapide senza campionamenti distruttivi per determinare il colore ed il contenuto in clorofilla delle foglie (Madeira et al., 2003).

Il colore delle foglie può essere utilizzato come riconoscimento di fitopatie abiotiche legate ad eventuali eccessi o carenze nutritive. Il controllo, come le piante concimate, non mostra alcuna carenza e presenta la colorazione di una foglia caratterizzata da una piena attività fotosintetica ed un buon stadio morfo - fisiologico.

Il peso fresco delle foglie, assieme a quello del fusto, evidenzia delle differenze significative tra i campioni solo al 28° giorno. In realtà analizzando i singoli dati, già al 21° giorno osserviamo delle differenze tra trattamenti. Le concimazioni utilizzate hanno comportato

una maggiore risposta vegetativa della pianta la quale ha iniziato ad emettere, in maniera differenziata, nuovi germogli. Questo fenomeno si è verificato in maniera più evidente nelle piante campione sottoposte alla concimazione con NPK 12 – 52 – 5 e NPK 20 – 20 – 20. Queste hanno espresso il peso fresco e secco maggiore tra i trattamenti, misurando rispettivamente 130,15 e 1,59 g e 129,97 e 1,54 g. Come mostrato nella figura 10 le cime radicate concimate con la soluzione NPK 12 – 52 – 5 e la NPK 20 – 20 – 20 sviluppano un apparato fogliare superiore rispetto a quella del controllo e della soluzione NPK 15 – 10 – 31 e tendono a filare perché si genera una competizione per luce e spazio.



Figura 10: differenze di colore, luminosità, tra i trattamenti, 21° giorno, 9 concimazioni

8.3.3 Confronto tra trattamenti: il peso totale della cima radicata di fragola

Il peso fresco delle piante può essere associato all'osservazione macroscopica della pianta durante la prova. La variazione del peso fresco totale della cima radicata non è legata allo sviluppo dell'apparato ipogeo: il peso delle radici non incide sul peso della pianta, per osservare differenze tra i trattamenti occorre analizzare il peso fresco dell'apparato epigeo. Il

peso fresco del controllo risulta pressochè omogeneo ed in leggera e costante crescita sino al 28° giorno. Ciò non accade per gli altri campioni sottoposti alle prove di concimazione: dopo 14 giorni e 6 concimazioni raddoppiano il loro valore totale in funzione di un aumento proporzionale dell'apparato epigeo. Al 21° giorno le cime radicate di fragola delle soluzioni NPK 12 – 52 – 5, NPK 15 – 10 – 31 e NPK 20 – 20 – 20 superano i 6 g del controllo raggiungendo valori prossimi a 9 (avevano un elevato vigore ma rimanevano pur sempre uniformi).

Al 28° giorno osservando nel loro insieme le cime radicate notiamo che il controllo è quello che ha il minor habitus, non mostra segni di invecchiamento o senescenza. Negli altri contenitori, specialmente quelli immersi nella soluzione NPK 20 – 20 – 20 e NPK 12 – 52 – 5, le cime radicate hanno filato. Le piante hanno sviluppato un apparato fogliare espanso generando, tra loro, competizione per lo spazio e per la luce. Le piante per captare più energia fotosintetizzante tendono ad aumentare la lunghezza del fusto. Ciò ha comportato, non solo l'aumento del peso fresco, ma anche la comparsa dei primi ingiallimenti fogliari alla base del contenitore. I valori del peso secco rimangono in linea con quanto detto per il peso fresco. Quindi la concimazione delle cime radicate porta ad anticipare lo sviluppo massimo della pianta all'interno di contenitori con foro 60. I campioni del controllo, senza alcuna concimazione, rimangono omogenei, non manifestano sintomi da carenze e non entrano in competizione per luce e spazio. Questi garantiscono il mantenimento di materiale vegetale in serra anche per 28 giorni. I campioni di cime radicate concimate dimostrano, dopo 14 giorni e 6 concimazioni, un'apparato fogliare espanso, omogeneo ed un contenuto elevato di sostanza secca all'interno degli stessi organi vegetanti. Possiamo quasi affermare che le concimazioni permettano di accelerare lo sviluppo morfo – fisiologico delle cime permettendo di anticipare i tempi di consegna di almeno una settimana. Dopo il 21° giorno, ad ogni concimazione corrisponde un aumento della canopy superiore rispetto allo spazio di accrescimento garantito dal contenitore su cui sono state ripicchettate le cime.

CAPITOLO 9

CONCLUSIONI

Il sistema di coltivazione fuori suolo su sacco di piante madri micropropagate per la produzione di piante fresche di fragola da cime radicate, resta in linea con l'odierna evoluzione del sistema vivaistico di propagazione. La necessità di assicurare la garanzia di sanità alle produzioni vivaistiche porterà in futuro ad una nuova organizzazione delle strutture produttive e delle modalità di produzione delle piante di fragola. La diffusione di nuovi organismi nocivi a livello mondiale rende la micropropagazione uno strumento indispensabile per garantire la sanità delle piante, facilitando nello stesso tempo, il superamento delle barriere fitosanitarie. L'utilizzo di sacchi contenenti substrato sterile rende il sistema di coltivazione proposto più sostenibile rispetto alla coltivazione delle piante madri in pieno campo, in quanto evita l'utilizzo di fumiganti, come l'ormai revocato bromuro di metile, per la disinfezione dei terreni.

Il sistema di coltivazione fuori suolo in serra climatizzata permette di svincolare i cicli produttivi dalla stagionalità e dalle condizioni ambientali naturali, programmando la produzione in relazione alle richieste d'ordine. In tal senso, la produzione di cime radicate di fragola può essere effettuata per almeno 9 mesi l'anno, coprendo la domanda di più mercati.

Il sistema di microirrigazione con fertilizzazione localizzata non genera sprechi d'acqua e permette di ottimizzare l'apporto idrico – nutritivo in base alle esigenze fisiologiche della pianta. Le piante madri non hanno registrato particolari stress abiotici legati alla nutrizione: la soluzione NPK 20 – 8 – 20 utilizzata in fertirrigazione è stata sufficiente per il mantenimento del loro vigore. All'interno di una serra medium tech in cui è possibile temporizzare gli interventi irrigui, la manodopera si riduce. L'intervento dei coltivatori è necessario solo per la gestione delle miscele delle botti di fertirrigazione, per i trattamenti anticrittogamici e per le operazioni manuali di ripicchettaggio.

Per la difesa fitosanitaria vengono effettuati solo 2 interventi anticrittogamici a settimana ed in una gestione integrata, solo laddove richiesto, un intervento con insetticida. I costi di coltivazione sembrano così non elevati. Anche un sondaggio effettuato nel cesenate da Cacchi et al., pubblicato nel 2015 nella rivista di frutticoltura, dimostra che l'applicazione di questo sistema per la produzione di cime fresche radicate comporta un risparmio di 2800

euro/ha rispetto alla produzione delle frigoconservate.

La risposta quantitativa del sistema viene valutata osservando la capacità stolonifera delle cv analizzate, ovvero *Lauretta*, *Francesca*, *Silvia*, *Dina* e la selezione *AN 12,13,58*. A livello operativo, per un'analisi dell'efficienza produttiva, nelle conclusioni, mi soffermo sulla misura delle cime per metro lineare di serra. *Silvia*, *Lauretta* e *Francesca* sono state le cv. più performanti: hanno prodotto il numero di stoloni per ogni pianta madre più elevato, hanno occupato potenzialmente una superficie inferiore all'interno della serra garantendo il maggior numero di cime per metro lineare. Ciò può essere rapportato ad una maggiore economicità nella gestione localizzata del clima in serra, del tempo necessario per la movimentazione del materiale vegetale e dell'applicazione delle pratiche colturali richieste. Le piante madri da frigoconservazione della selezione *AN 12,13,58* sono risultate con un'efficienza produttiva inferiore, probabilmente, determinata dalla caratteristica rifiorenza marcata che distingue questa selezione. In linea con quanto letto in letteratura, le piante frigoconservate hanno scarsa efficienza di stolonatura in sacco.

Per quanto riguarda l'epoca di ripicchettaggio, dal confronto delle piante madri della cv *Dina* con 2 epoche di trapianto è emerso che dopo 60 giorni dal ripicchettaggio, entrambe le piante madri hanno dato un risultato produttivo elevato. Quindi per questa cultivar il ritardo di 20 giorni del ripicchettaggio non ha inciso sull'efficienza produttiva finale delle piante sia a livello di sviluppo morfo – fisiologico che per i metri lineari di serra occupati.

La risposta qualitativa è stata misurata sulle cime fresche radicate della cv. *Dina* sottoponendole a diverse prove di concimazione. La fase di ambientamento e radicazione post ripicchettaggio degli stoloni richiede una particolare attenzione al fine di garantire la più alta percentuale di attecchimento delle giovani plantule. La concimazione, in questa fase, va gestita per confluire gli elementi nutritivi necessari ai diversi organi della pianta caratterizzati da un'intensa attività di rinnovo cellulare. I campioni controllo non concimati sono stati confrontati con i campioni concimati con le 3 diverse formule nutrizionali: NPK 12 – 52 – 5, NPK 15 – 10 – 31 e NPK 20 – 20 – 20. Di questi sono stati misurati i valori biometrici dell'apparato ipogeo ed epigeo. Secondo l'analisi statistica, non si osservano differenze significative tra i trattamenti in funzione dello sviluppo dell'apparato radicale. Dopo 14 giorni, però, le radici del controllo non trattato, assieme a quelle dei campioni concimati, hanno occupato quasi interamente il volume del pane di terra messo loro a disposizione. Si va a verificare che le radici abbiano raggiunto la parte terminale del pane di

terra: tutti e 4 i casi studiati rientrano in questo parametro. Ma analizzando i singoli parametri misurati, il controllo raggiunge una lunghezza, volume e peso maggiore rispetto alle soluzioni con NPK 15 – 10 – 31 e NPK 12 – 52 – 5, concorrendo con la sola NPK 20 – 20 – 20. Quindi, dopo 24 giorni dal ripicchettaggio, le cime radicate del controllo e della soluzione NPK 20 – 20 – 20 hanno sviluppato un buon apparato radicale in grado di garantire la maggiore percentuale di attecchimento in campo.

Osservando i valori dell'apparato fogliare delle cime possiamo dire che dopo 14 giorni, 6 concimazioni, i campioni trattati mostrano un apparato epigeo caratterizzato da un'architettura morfo – fisiologica ottimale. Anche i valori $L \cdot C \cdot h^\circ$ del colorimetro evidenziano un buon contenuto di clorofilla, quindi, di pigmenti fotosintetizzanti che donano una maggiore autonomia alla pianta. Andando oltre al 21° e 28° giorno di prova, effettuando altre 6 concimazioni si può arrivare ad uno squilibrio nell'architettura dell'apparato fogliare. Le piante entrano in competizione per luce e spazio, tendono a filare. Come per l'apparato radicale, anche per l'apparato fogliare le cime radicate più performanti sono state quelle concimate con la soluzione NPK 20 – 20 – 20. Queste dopo 24 giorni, anziché 30, possono passare alla fase di condizionamento e spedizione, anticipando le altre. Non si consiglia l'utilizzo dei concimi NPK 15 – 10 – 31 e NPK 12 – 52 – 5 in quanto danno dei valori biometrici inferiori rispetto allo stesso controllo non concimato, ma solo irrigato.

In sintesi, i risultati della sperimentazione hanno quindi permesso di identificare la diversa efficienza produttiva dei genotipi di fragola oggetto di studio, indicazione utile per programmare cicli di produzione a seconda degli obiettivi produttivi e della tipologia di coltivazione delle piante madri disponibili. Inoltre, si è valutata la qualità delle cime radicate ottenute identificando anche il regime di fertilizzazione che ne migliorano le caratteristiche di sviluppo vegetativo.

BIBLIOGRAFIA

AGRONOTIZIE (2022). <https://agronotizie.com>. Accessed on 11 May 2022.

Albregts, E. E., & Howard, C. M. (1980). Accumulation of Nutrients by Strawberry Plants and Fruit Grown in Annual Hill Culture1. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 105(3), 386-388.

Ali, Ü. R. E. N. Üç Boyutlu Renk Ölçme Yöntemleri. *Gıda*, 24(3).

ALSIA (2020). <https://www.alsia.it>. Accessed on 22 July 2020.

Alvisi, F., Bargioni, G., Canova, A., Crivelli, G., Gorini, F., Grandi, M., ... & Scaramuzzi, F. (1980). *La fragola*. Reda.

ANGELINI, Renzo. *la fragola*. 2010.

Arias, R., Lee, T. C., Logendra, L., & Janes, H. (2000). Correlation of lycopene measured by HPLC with the L*, a*, b* color readings of a hydroponic tomato and the relationship of maturity with color and lycopene content. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(5), 1697-1702.

ATLAS BIG (2022). <https://www.atlasbig.com>

Balducci, F., Marcellini, M., Schrey, S., Linnemannstöns, L., Capocasa, F., Mezzetti, B., & Mazzoni, L. (2021, May). 'Francesca', 'Lauretta', 'Silvia' and 'Dina': four new strawberry cultivars for northern and southern European cultivation conditions from the Marche Polytechnic University breeding programme. In *IX International Strawberry Symposium 1309* (pp. 205-208).

Barclay Poling, E., & Maas, J. L. (1998, August). Strawberry plug transplant technology. In *XXV International Horticultural Congress, Part 3: Culture Techniques with Special Emphasis on Environmental Implications*, 513 (pp. 393-402).

Bonciarelli F., Bonciarelli U., 1995. *Coltivazioni erbacee*. Edagricole, cap 9: 243-247.

- Boxus, P. (1988, May). Review on strawberry mass propagation. In *International Strawberry Symposium 265* (pp. 309-320).
- Boxus, P., Damiano, C., & Brasseur, E. (1984). Strawberry. *Handbook of plant cell culture (USA)*.
- Capocasa, F., Balducci, F., Marcellini, M., Bernardini, D., Navacchi, O., & Mezzetti, B. (2019). Comparing nursery behavior, field plant yield and fruit quality of in vitro and in vivo propagated strawberry mother plants. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 136(1), 65-74.
- Capocasa, F., Giuliani, J., Sabbadini, S., Balducci, F., Marcellini, M., Bernardini, D., ... & Mezzetti, B. (2021, May). Micropropagated strawberry mother plants for high quality frigo and plug plants nursery production. In *IX International Strawberry Symposium 1309* (pp. 597-604).
- Cappelletti, R., Sabbadini, S., & Mezzetti, B. (2015). Strawberry (*Fragaria* × *ananassa*). In *Agrobacterium Protocols* (pp. 217-227). Springer, New York, NY.
- Cappelletti, R., Sabbadini, S., & Mezzetti, B. (2016). The use of TDZ for the efficient in vitro regeneration and organogenesis of strawberry and blueberry cultivars. *Scientia horticultrae*, 207, 117-124.
- COLTURE PROTETTE Edagricole (2022). <https://coltureprotette.edagricole.it>. Accessed on 30 Marzo 2020.
- CSO Centro Servizi Ortofrutticoli (2022). <https://www.csoservizi.com>.
- Damiano, C. (1980). PROVE DI STOLONIZZAZIONE IN VIVAIO E OSSERVAZIONI AGRONOMICHE SU PIANTE DI FRAGOLA OTTENUTE DA COLTURE" IN VITRO".
- Darrow, G. M. (1929). *Development of runners and runner plants in the strawberry* (No. 1488-2016-123464).
- DI LORENZO, R. Carrubo Frutticoltura speciale. Ed. REDA, Rome, 1991.

- Durner, E. F., Poling, E. B., & Maas, J. L. (2002). Recent advances in strawberry plug transplant technology. *HortTechnology*, 12(4), 545-550.
- Fang, S., Clark, R., & Liao, H. (2012). 3D quantification of plant root architecture in situ. In *Measuring Roots* (pp. 135-148). Springer, Berlin, Heidelberg.
- FRESH PLAZA (2018). <https://www.freshplaza.it>. Accessed on 20 September 2018.
- FRESHPOINT MAGAZINE (2018). <https://www.freshpointmagazine.it>. Accessed on 4 May 2018
- Gambardellal, M., Massetani, F., & Neri, D. (2016). Plant Propagation Techniques and Types of Plants. *Strawberry: growth, development and diseases. Koost. Husaini, AM*, 139-155.
- GAZZETTA UFFICIALE (2022). <https://www.gazzettaufficiale.it>. DM 19 marzo 2019.
- George, E. F., Hall, M. A., & De Klerk, G. J. (Eds.). (2007). *Plant propagation by tissue culture: volume 1. the background* (Vol. 1). Springer Science & Business Media.
- Hochmuth, G., Cantliffe, D., Chandler, C., Stanley, C., Bish, E., Waldo, E., ... & Duval, J. (2006). Containerized strawberry transplants reduce establishment-period water use and enhance early growth and flowering compared with bare-root plants. *HortTechnology*, 16(1), 46-54.
- Hokanson, S. C., Takeda, F., Enns, J. M., & Black, B. L. (2004). Influence of plant storage duration on strawberry runner tip viability and field performance. *HortScience*, 39(7), 1596-1600.
- Hyman, J. R., Gaus, J., & Foolad, M. R. (2004). A rapid and accurate method for estimating tomato lycopene content by measuring chromaticity values of fruit puree. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 129(5), 717-723.
- IFN Italia Fruit News (2022). <https://www.italiafruit.net>. Accessed on 7 March 2022.

- Jofre-Garfias, A. E., Vazquez-Sanchez, M. N., Hernandez-Razo, A. R., & Davalos-Gonzalez, P. A. (2005, June). Production and acclimatization of in vitro produced strawberry plants. In *X International Symposium on Plant Bioregulators in Fruit Production 727* (pp. 67-72).
- Judd, L. A., Jackson, B. E., & Fonteno, W. C. (2015). Advancements in root growth measurement technologies and observation capabilities for container-grown plants. *Plants*, *4*(3), 369-392.
- Kachwaya, D. S., & Chandel, J. S. (2015). Effect of fertigation on growth, yield, fruit quality and leaf nutrients content of strawberry (*Fragaria* × *ananassa*) cv Chandler. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, *85*(10), 1319-1323.
- Kadir, S., Sidhu, G., & Al-Khatib, K. (2006). Strawberry (*Fragaria* × *ananassa* Duch.) growth and productivity as affected by temperature. *HortScience*, *41*(6), 1423-1430.
- Keskin, M., Sekerli, Y. E., & Gunduz, K. (2018). Influence of leaf water content on the prediction of nutrient stress in strawberry leaves using chromameter. *Int. J. Agric. Biol*, *20*, 2103-2109.
- Keutgen, N., Chen, K., & Lenz, F. (1997). Responses of strawberry leaf photosynthesis, chlorophyll fluorescence and macronutrient contents to elevated CO₂. *Journal of plant physiology*, *150*(4), 395-400.
- La fragolicoltura nel Centro Europa Di Patrizia Turci et al., Frutticoltura (2013)*
- Lawlor, D. W. (2004). Mengel, K. and Kirkby, EA Principles of plant nutrition.
- LEÓN, Adrián P., et al. Estimation of chlorophyll contents by correlations between SPAD-502 meter and chroma meter in butterhead lettuce. *Communications in soil science and plant analysis*, 2007, *38*.19-20: 2877-2885.
- Lieten, F. (1998, August). Recent advances in strawberry plug transplant technology. In *XXV International Horticultural Congress, Part 3: Culture Techniques with Special Emphasis on Environmental Implications*, *513* (pp. 383-388).

Lieten, P. (2013). Advances in strawberry substrate culture during the last twenty years in the Netherlands and Belgium. *International journal of fruit science*, 13(1-2), 84-90.

Lieten, P. The International Fertiliser Society.

Madeira, A. C., Ferreira, A., de Varennes, A., & Vieira, M. I. (2003). SPAD meter versus tristimulus colorimeter to estimate chlorophyll content and leaf color in sweet pepper. *Communications in soil science and plant analysis*, 34(17-18), 2461-2470.

Mancuso, S., Ed.; Springer-Verlag: Berlin, Germany, 2012; pp. 135–148.

Marschner, H. (Ed.). (2011). *Marschner's mineral nutrition of higher plants*. Academic press.

MASAF (2022). <https://www.politicheagricole.it>.

Massetani, F., & Neri, D. (2016). Qualità riproduttiva del materiale di propagazione della fragola. *Rivista di frutticoltura e di ortofloricoltura*, 80(12), 38-43.

Meléndez-Martínez, Antonio J., Isabel M. Vicario, and Francisco J. Heredia. "Application of tristimulus colorimetry to estimate the carotenoids content in ultrafrozen orange juices." *Journal of agricultural and food chemistry* 51.25 (2003): 7266-7270.

MY FRUIT (2022). <https://www.myfruit.it>. Accessed on 10 March 2022.

Neri, D., Savini, G., Massetani, F., & Bertoldi, M. (2009). Tipologie e qualità del materiale vivaistico. In *Proceedings of the VIIth National Conference 'La Fragola presente e futuro* (pp. 180-189).

Pardossi, A., Gianquinto, G. P., Pietro, S., & Incrocci, L. (2018). *Orticoltura. Principi e pratica*. Edagricole-New Business Media.

PLANTGEST (2019). <https://plantgest.imagelinetwork.com>. Accessed on 24 May 2019.

Rancillac, M. J., & Nourrisseau, J. G. (1988, May). Micropropagation and strawberry plant quality. In *International Strawberry Symposium 265* (pp. 343-348).

Riguadagnare spazio sul mercato europeo è la sfida per la fragola italiana Di Fabio Lunati (2021)

RIVISTA DI FRUTTICOLTURA (2021). <https://rivistafrutticoltura.edagricole.it>. Accessed on 12 April 2021.

Rowley, D., Black, B., & Drost, D. (2010). Strawberry plug plant production. *USU Extension*.

Ruiz, D., Egea, J., Tomás-Barberán, F. A., & Gil, M. I. (2005). Carotenoids from new apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties and their relationship with flesh and skin color. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(16), 6368-6374.

Sabbadini, S., Marcellini, M., Mezzetti, B., & Capocasa, F. (2021, May). Establishing micropropagation protocols for new strawberry (*Fragaria* × *ananassa*) breeding lines. In *IX International Strawberry Symposium 1309* (pp. 573-578).

Sansavini, S., Costa, G., Gucci, R., Inglese, P., Ramina, A., & Xiloyannis, C. (2012). *Arboricoltura generale*.

Schmitzer, V., Osterc, G., Veberic, R., & Stampar, F. (2009). Correlation between chromaticity values and major anthocyanins in seven *Acer palmatum* Thunb. cultivars. *Scientia Horticulturae*, 119(4), 442-446.

Smeets, L. (1982). Effect of chilling on runner formation and flower initiation in the everbearing strawberry. *Scientia Horticulturae*, 17(1), 43-48.

Smith, C. R., & Childers, N. F. (1960). Controlled phosphorus, potassium and magnesium studies with strawberries. In *Proceedings. American Society for Horticultural Science* (Vol. 75, pp. 360-366).

Swartz, H. J., Galletta, G. J., & Zimmerman, R. H. (1981). Field Performance and Phenotypic Stability of Tissue Culture-propagated Strawberries¹. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 106(5), 667-673.

Swartz, H. J., Galletta, G. J., & Zimmerman, R. H. (1981). Field Performance and Phenotypic Stability of Tissue Culture-propagated Strawberries1. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 106(5), 667-673.

Synowski, B. (1983). [Vegetative and generative performance of strawberry plants derived from tissue culture].[German].

Tagliavini, M., Baldi, E., Lucchi, P., Antonelli, M., Sorrenti, G., Baruzzi, G., & Faedi, W. (2005). Dynamics of nutrients uptake by strawberry plants (*Fragaria* × *Ananassa* Dutch.) grown in soil and soilless culture. *European Journal of Agronomy*, 23(1), 15-25.

Takeda, F. (2008, July). Recent Innovations in Cultural Practices in the Mid-Atlantic Coast Region of the US: Novel Systems for Increasing Fall Fruiting in Short-day Type Strawberry Cultivars and Opportunities for Out-of-Season Fruit Production. In *North American Strawberry Conference Proceedings* (pp. 32-37).

Tesi, R. (2002). *Colture fuori suolo in orticoltura e floricoltura*. Bologna, Italy: Edagricole.

Tratto dall'articolo pubblicato su *L'Informatore Agrario* n. 31/2020 Fragola: varietà precoci e tardive per restare competitivi di A. Palmieri

Treder, W., Tryngiel-Gač, A., & Klamkowski, K. (2015). Development of greenhouse soilless system for production of strawberry potted plantlets. *Horticultural Science*, 42(1), 29-36.

Tuncay, O. (2011). Relationships between nitrate, chlorophyll and chromaticity values in rocket salad and parsley. *African Journal of Biotechnology*, 10(75), 17152-17159.

Vasar, V., Kikas, A., & Libek, A. (2004, September). Influence of Micropropagation on the Production of Strawberry Runner Plants, Yield and Quality. In *V International Strawberry Symposium 708* (pp. 241-244).

RINGRAZIAMENTI

Grazie a Guido Leopardi che, letteralmente chiavi in mano, mi ha donato la possibilità di proseguire le prove sperimentali per completare questo percorso formativo.

La mia determinazione è arrivata a vari collaboratori aziendali, i quali durante le operazioni in vivaio, hanno contribuito giorno per giorno alla coltivazione dell'impianto.

Grazie ai professori Bruno Mezzetti e Franco Capocasa che hanno preso in carico la proposta ed hanno generato ex novo questo lavoro di tesi. Mi hanno affiancata con professionalità e puntualità, restando sempre disponibili ed attenti all'evoluzione di tale analisi.

Il mio percorso è stato arricchito da figure professionali che hanno cercato di trasmettere l'importanza dell'evoluzione del sistema di propagazione del materiale vegetale. Restano per me un esempio costante di continua crescita.

In questo cammino, non sono mancate le mani in campo, come in vivaio. Grazie ad Elena, la quale, con tanta pazienza e fiducia, mi ha permesso di portare a termine questo progetto di tesi. Conosce bene il sacrificio e l'importanza di questo mio traguardo.

Non è scontato incontrare imprenditori che investono un pezzetto di sé nella formazione delle nuove generazioni.

