



Ricerca di Sistema elettrico

Caratterizzazione di materiali granulari innovativi e analisi dei sistemi di pilotaggio della irrigazione con sensoristica a basso costo

Carlo Bibbiani, Luca Incrocci, Alberto Pardossi



CARATTERIZZAZIONE DI MATERIALI GRANULARI INNOVATIVI E ANALISI DEI SISTEMI DI PILOTAGGIO DELLA IRRIGAZIONE CON SENSORISTICA A BASSO COSTO

Carlo Bibbiani, Luca Incrocci e Alberto Pardossi (Università di Pisa)

Settembre 2013

Report Ricerca di Sistema Elettrico

Accordo di Programma Ministero dello Sviluppo Economico - ENEA

Piano Annuale di Realizzazione 2012

Area: Razionalizzazione e Risparmio nell'uso dell'energia elettrica

Progetto: Sviluppo di modelli per la realizzazione di interventi di efficienza energetica sul patrimonio immobiliare pubblico

Obiettivo:

Responsabile del Progetto: Gaetano Fasano ENEA



Il presente documento descrive le attività di ricerca svolte all'interno dell'Accordo di collaborazione "*Eco-fisiologia di specie vegetali spontanee da utilizzare per la realizzazione e la gestione sostenibile di tetti verdi in ambiente urbano in climi mediterranei*"

Responsabile scientifico ENEA: Carlo Alberto Campiotti

Responsabile scientifico Università di Pisa: Alberto Pardossi.

Indice

SOMMARIO	4
1 INTRODUZIONE	5
2 LE PROPRIETÀ FISICHE DEI SUBSTRATI	7
2.1 IL PESO SPECIFICO APPARENTE	7
2.2 LA GRANULOMETRIA	8
2.3 LA POROSITÀ	8
2.4 LE PROPRIETÀ IDRAULICHE DEI SUBSTRATI	9
3 PRINCIPALI SUBSTRATI UTILIZZATI PER LA REALIZZAZIONE DI TETTI VERDI	13
3.1 TORBA	13
3.2 FIBRA DI COCCO	14
3.3 POMICE	15
3.4 TUFİ VULCANICI	16
3.5 LANA DI ROCCIA	16
3.6 PERLITE	17
3.7 ARGILLA ESPANSA	18
4 PILOTAGGIO DELL'IRRIGAZIONE	18
4.1 PILOTAGGIO DELL'IRRIGAZIONE CON SENSORI DI UMIDITÀ	29
4.2 CENTRALINE DI IRRIGAZIONE	33
5 CONCLUSIONI	35
6 BIBLIOGRAFIA ESSENZIALE	36
CURRICULUM SCIENTIFICO DEL GRUPPO DI LAVORO	37

Sommario

Il documento contiene un'analisi delle caratteristiche richieste ai substrati e agli impianti di irrigazione utilizzabili per la realizzazione dei tetti verdi in base a quanto prescritto dalla norma UNI 11235 - Istruzioni per la progettazione, esecuzione, controllo e manutenzione delle opere a verde pensile (2007). La norma indica che il requisito principale dei tetti verdi è di accumulare acqua durante le precipitazioni meteoriche o le irrigazioni e cederla successivamente durante i periodi di necessità e precisa che l'acqua presente nei materiali, ma non disponibile per l'assorbimento radicale, non può essere considerata ai fini del calcolo della capacità di accumulo idrico. La norma UNI 11235 identifica anche le tipologie di materiali granulari da utilizzare come substrati di crescita, tra i quali troviamo la pomice, l'argilla espansa e la perlite espansa. Oltre a precisare gli spessori minimi dello strato colturale e i valori dell'accumulo idrico (40-150 l/m²) per le varie tipologie di vegetazione, la norma Indica che nelle regioni mediterranee, dove in estate si determina un deficit idrico poiché la precipitazione è inferiore all'evapotraspirazione, è opportuno prevedere un impianto di irrigazione di soccorso. Dall'esame delle funzioni e delle caratteristiche, soprattutto fisiche, richieste ai substrati e ai sistemi irrigui utilizzabili per la realizzazione dei tetti verdi, è emerso quanto segue:

- i substrati più adeguati sono quelli a base di perlite, pomice e argilla espansa, eventualmente in miscela tra di loro;
- i sistemi di microrrigazione (con gocciolatori, tubi porosi o microspruzzatori) devono essere dotati di un sistema di controllo automatico che utilizzi dei sensori dielettrici in grado di monitorare il livello di umidità del substrato. Nel caso sia necessario controllare più settori irrigui, è possibile realizzare una rete wireless di connessione dei vari sensori, tutti interfacciati a una centralina computerizzata come quelle disponibili in commercio.

1 Introduzione

Nel Maggio 2007 è stata pubblicata la norma nazionale UNI 11235 che disciplina la progettazione, l'esecuzione, il controllo e la manutenzione delle coperture a verde in funzione delle diverse destinazioni d'uso, del contesto climatico e edilizio. La nascita della norma è legata alla progressiva crescita d'interesse per la trasformazione delle superfici impermeabili in coperture a verde pensile, considerate sempre più un valido strumento per raggiungere obiettivi di compensazione, mitigazione e miglioramento ambientale. Pur non avendo, come tutte le norme, un valore cogente è comunque un valido strumento che affronta tutte le complesse problematiche legate alla realizzazione di tetti verdi e di giardini pensili.

La norma è strutturata in 11 parti:

1. Scopo e campo di applicazione
2. Riferimenti normativi
3. Termini e definizioni
4. Agenti e requisiti
5. Istruzioni per la progettazione
6. Schemi funzionali e classificazione dei sistemi
7. Documentazione di progetto
8. Materiali e componenti
9. Istruzioni per l'esecuzione e l'installazione
10. Collaudi
11. Manutenzione

I maggiori agenti interferenti sul sistema sono identificati in idrici, biologici, chimici, strutturali (carichi permanenti e sovraccarichi variabili), termici (al procedimento costruttivo e/o alla manutenzione) e radiativi

I principali requisiti da richiedere alle stratificazioni del sistema a verde sono:

1. capacità agronomica
2. capacità drenante
3. capacità di areazione dello strato drenante
4. capacità di accumulo idrico
5. capacità di areazione dello strato colturale
6. resistenza agli attacchi biologici.

Altri requisiti possono essere richiesti in funzione di particolari contesti costruttivi, climatici, territoriali e di destinazione d'uso.

La norma indica che il requisito principale dei tetti verdi è accumulare acqua durante le precipitazioni meteoriche o le irrigazioni e cederla in seguito durante i periodi di necessità e precisa che l'acqua presente nei materiali, ma non disponibile per l'assorbimento radicale, non può essere considerata ai fini del calcolo della capacità di accumulo idrico. Ovviamente, la progettazione dell'accumulo idrico non può prescindere dall'andamento climatico dell'ambiente e dalle specie vegetali previste, che determinano il tasso di evapotraspirazione della coltura (ET). L'evapotraspirazione è strettamente dipendente dalla vegetazione. Innanzitutto quanto maggiore è la copertura vegetale tanto minore sarà la perdita d'acqua per evaporazione (perdita che avviene direttamente dal substrato) ma maggiore sarà quella per traspirazione (perdita di vapore d'acqua dai tessuti delle piante, in particolare dalle foglie).

Per dare un esempio delle quantità di acqua persa per ET, ricordiamo che nella zona di Pistoia l'evapotraspirazione potenziale (ETP), che approssimativamente corrisponde all'evapotraspirazione

effettiva (ETE) delle colture, supera i 1100 mm/anno (11,000 mila m³/ha; fonte CESPEVI). Circa 2/3 dell’ETP annuale si concentra nella stagione irrigua (maggio-ottobre), quando il deficit idrico (differenza tra ETP e pioggia) ammonta a più di 400 mm.

La norma UNI 11235 identifica anche le tipologie di materiali granulari da utilizzare: pozzolana, pomice, lapillo, argilla espansa, perlite espansa, ardesia espansa, laterizi macinati, ecc.. La capacità di accumulo idrico di questi materiali è determinata dalle caratteristiche fisiche intrinseche: densità apparente, porosità totale, spessore (determinato alla pressione di 12 Hg/cm²).

Ai materiali è richiesta anche una serie di caratteristiche agronomiche per garantire una normale crescita delle specie vegetali. Di particolare importanza sono il pH, la conducibilità elettrica (funzione del contenuto di sali), il contenuto di elementi nutritivi e di sostanza organica, e infine la capacità di scambio cationico. Il materiale deve inoltre risultare esente da semi, parti di piante, radici o rizomi tali da generare lo sviluppo di vegetazione indesiderata.

La norma indica inoltre che:

- 1) i terreni naturali difficilmente possono soddisfare i requisiti necessari per il corretto funzionamento di una copertura a verde e che, in genere, essi devono essere ammendati e corretti chimicamente; qualora si manifestino inquinamenti da infestanti, prima di effettuare l’inverdimento, sono da eseguire i necessari diserbi, con l’esclusivo impiego di prodotti non residuali;
- 2) i substrati colturali, costituiti da miscele di vari materiali (componenti minerali e organici), assolvono specificatamente le funzioni agronomiche predefinite.

Nel prospetto 1 della norma sono riportati gli spessori minimi dello strato colturale, compreso il coefficiente di compattazione, per le varie tipologie di vegetazione. I valori devono essere modificati in base alle situazioni climatiche e all’intensità e alla tipologia di vegetazione.

Tipo di vegetazione	Spessore del substrato compattato (cm)							
	8	10	15	20	30	50	80	100
Sedum								
Erbacee perenni a piccolo sviluppo								
Grandi erbacee perenni, piccoli arbusti tappezzanti								
Tappeti erbosi								
Arbusti di piccola taglia								
Arbusti di grande taglia e piccoli alberi								
Alberi di III grandezza								
Alberi di II grandezza								
Alberi di I grandezza								

Di seguito si riportano le caratteristiche principali per alcune tipologie di tetti verdi diversificate in base alla vegetazione, al tipo d’impiego e alla stratigrafia.

1) Tetti verdi estensivi. Richiede costi di realizzazione e interventi di manutenzione contenuti; utilizza specie vegetali spontanea, generalmente erbacee perenni e crassulacee, contraddistinte da elevata capacità d’insediamento e di riproduzione, ottima resistenza allo stress idrico e termico; è caratterizzato da spessore di substrato colturale limitato, quindi è adatto per coperture che possono supportare carichi

ridotti; è una copertura con prevalente funzione di mitigazione e compensazione ambientale in contesti urbanizzati; accumulo idrico di 40-60 litri/m²; il rifornimento idrico avviene prevalentemente attraverso le piogge, ma è opportuno prevedere un impianto d'irrigazione di soccorso nelle regioni mediterranee dove in estate si determina un deficit idrico poiché la precipitazione è inferiore all'evapotraspirazione.

2) Tetti verdi intensivi. Sono veri e propri giardini o orti. È caratterizzato da specie vegetali con buona capacità di sviluppo nell'ambiente di insediamento, ma che comportano costi sostenuti e interventi di manutenzione frequenti e di intensità medio-alta; lo spessore del substrato di coltura può superare i 60 cm. Oltre alle specie erbacee possono essere impiantati cespugli, arbusti di media altezza e piccoli alberi simili a quelli utilizzabili nel suolo; accumulo idrico di 50-150 litri/m²; si richiedono specifici impianti a goccia o pioggia o per sub-irrigazione per il mantenimento della vegetazione.

La capacità di accumulo idrico dei substrati dipende dalle loro caratteristiche fisiche. Occorre anche precisare che il contenuto d'acqua di un sistema a massima saturazione non dice nulla sul volano idrico offerto da quel dato sistema, il parametro utile è invece il volume d'acqua disponibile. Convenzionalmente, all'interno dell'apparato radicale il potenziale dell'acqua (proprietà fisica dell'acqua che, nel substrato, dipende principalmente dalla quantità d'acqua e dalla struttura del substrato) non riesce a scendere sotto a -1,5 MPa, pena la morte delle radici e quindi delle piante. L'acqua disponibile (AD) in un substrato è pertanto data dalla differenza fra il contenuto d'acqua a piena saturazione (detto anche capacità di campo, con potenziale vicino a 0 MPa) e il volume d'acqua residuo nel substrato quando è stato disidratato al punto di appassimento permanente (definito per l'appunto al potenziale idrico -1,5 MPa).

L'acqua disponibile nei vari elementi d'accumulo dovrebbe essere misurata in laboratorio e certificata da istituti universitari o altri enti accreditati. In mancanza di tali certificazioni si può considerare disponibile il 40% dell'acqua trattenuta dal substrato utilizzato. L'acqua nei pannelli d'accumulo, nei feltri o in altri materiali sintetici, in mancanza di certificazioni, andrà considerata a potenziale idrico pari a 0 MPa, cioè interamente disponibile. Per ampliare la capacità di volano idrico di un sistema è possibile aumentare la quantità del substrato o prescrivere substrati di qualità con una maggiore percentuale di AD.

Va segnalato che quanto maggiore è il volano idrico di un sistema, tanto meno necessario sarà ricorrere all'irrigazione nelle zone e/o nei periodi caratterizzati da piogge scarse o assenti.

2 Le proprietà fisiche dei substrati

2.1 Il peso specifico apparente

Il peso specifico apparente è il rapporto fra il peso del materiale essiccato e il volume occupato al momento del prelievo. Il peso essiccato è misurato dopo permanenza di 24-48 ore in stufa a 105 °C. La determinazione del volume occupato dal materiale non pone eccessive preoccupazioni in quanto, essendo i substrati dentro un contenitore, il volume è quello del contenitore o analogamente quello del campionario. Unico problema è la rigonfiabilità dei materiali organici quali le torbe; questa proprietà che altera il volume occupato secondo lo stato di umidità del materiale stesso. Per questo motivo sia la procedura standard I.S.H.S. (International Society for Horticultural Science), sia quella normata dall'Ente francese per la Standardizzazione AFNOR (U44-175 Giugno 1992), impongono di determinare il peso specifico dopo aver saturato il campione e successivamente averlo posto in equilibrio alla tensione di -1 kPa.

2.2 La granulometria

La granulometria di un materiale, o, più propriamente, la curva di distribuzione granulometrica, è una maniera di caratterizzare la composizione dello stesso rispetto alle dimensioni delle particelle costituenti. Tale descrizione risulta molto utile nei confronti di uno studio analitico dell'influenza dei materiali rispetto ad alcune proprietà fisico-idrologiche, quali ad esempio il peso specifico apparente e la curva di ritenzione idrica; inoltre permette la riproducibilità in tempi successivi, sempre rispetto alle dimensioni delle particelle, di qualsiasi miscela composta da più materiali.

I materiali sfruttati come mezzo di coltura si possono classificare sotto due grandi categorie, organica e minerale, a loro volta suddivisibili in naturali e artificiali. In ciascuna di queste classi troviamo dei materiali aventi forme geometriche molto diverse, da quella sferico rotondeggiante a quella fibrosa. Le dimensioni minime delle particelle, comunque, difficilmente scendono al di sotto del decimo di millimetro, ad eccezione di alcuni materiali minerali artificiali quali le loppe di altoforno, le sabbie fini o le fibre di lana di roccia le quali però sono molto lunghe. Questo fatto consente di analizzare la distribuzione granulometrica tramite vagliatura a secco applicando le normali metodologie della geotecnica. Per la determinazione della granulometria delle particelle più piccole si ricorre alla sedimentazione, tramite gli apparecchi cosiddetti 'levigatori'.

Generalmente le curve di distribuzione granulometrica sono espresse in peso percentuale di materiale passante al vaglio rispetto al peso totale, anche se sono calcolabili quelle espresse in volume ed anzi alcuni autori ne ravvisano un migliore utilizzo per le applicazioni ai substrati. Le curve di distribuzione granulometrica sono curve di frequenza cumulata dal basso, ovvero per ciascun diametro di particella posto in ascissa, la curva fornisce in ordinata il valore in percentuale del peso delle particelle 'passanti' al vaglio, cioè con diametro inferiore o uguale a quello del vaglio stesso. Analizzando la forma della curva si stabilisce a colpo d'occhio la distribuzione delle particelle. Le 'chiavi di lettura' della curva granulometrica sono:

- a) i tratti orizzontali indicano una mancanza di particelle aventi diametro da leggersi sulla proiezione del segmento orizzontale sull'asse delle ascisse;
- b) i tratti verticali indicano, al contrario, una concentrazione di particelle;
- c) uno stesso materiale che presenta una curva granulometrica 'dolce', occupa a parità di peso un volume inferiore rispetto a quello che presenta una curva più 'ripida'; questo fatto è dovuto al riempimento delle cavità intergranulari da parte di particelle via via più piccole.

E' bene far notare che la scala dell'asse delle ascisse è espressa in logaritmo in base dieci del valore del diametro generalmente espresso in millimetri.

2.3 La porosità

La porosità totale ($P = \text{Total pore space}$) è definita come la differenza fra l'unità ed il volume totale occupato dalla materia solida, ed è fornito dalla equazione:

$$P = 1 - D_a/D_r$$

dove D_a indica la densità apparente, D_r quella reale del materiale.

La densità apparente è facilmente calcolabile, a differenza di quella reale. Fortunatamente si può approfittare del fatto che i solidi minerali varino la loro densità reale nel campo abbastanza ristretto di 2,3 - 3,0 t/m³ con valore medio pari a 2,65, mentre i materiali organici presentano un valore attorno a 1,5 t/m³. Per cui, avendo preventivamente calcolato la percentuale di materia organica presente nella miscela, si può porre:

$$D_r = 100 / [(\% \text{ mat.org.})/1,5 + (\% \text{ mat.miner.})/2,65]$$

La determinazione del contenuto di materia organica si effettua normalmente prelevando un campione di substrato e ponendola in stufa a 600 °C per 16 ore e facendolo poi raffreddare in un disseccatore [Metodo standard I.S.H.S.]. Per ovviare alla necessità di disporre di una stufa in grado di raggiungere tali temperature e per accelerare la misurazione, è stato messo a punto un metodo rapido di durata inferiore all'ora (6). Esso consiste nel porre un piccolo campione (alcune decine di grammi di materiale umido [Peso P1]) a essiccare in forno a microonde per 10 minuti, pesarlo di nuovo [P2], prelevarne alcuni grammi [P3] e incenerirli in un crogiuolo di peso [P4] riscaldato da un becco Bunsen per 24 minuti, raffreddare e pesare [P5]. Risulta così individuata la percentuale di materia organica su base secca pari a:

$$\% \text{ mat.org. (su base secca)} = [P3 - (P5 - P4)] / P3.$$

Tornando al concetto di porosità totale, essa si può pensare costituita dalla somma di due classi di dimensioni di pori: i micropori e i macropori, dove con il termine micropori si intendono i pori di dimensioni inferiore ai 30-50 micron. Questa suddivisione risulta utile nei confronti delle proprietà idrauliche del materiale in quanto solo la microporosità è responsabile del trattenimento 'stabile' dell'acqua dopo drenaggio libero, chiamando in causa i fenomeni di capillarità.

Sono stati messi a punto dei metodi sperimentali per la determinazione delle varie classi di porosità ora definite: il picnometro a spostamento di gas e quello a spostamento di liquidi.

Il picnometro a spostamento di gas, normalmente aria, misura la porosità totale del materiale.

Esistono due versioni di picnometro a gas: 1) quella a volume costante, in cui si misura la variazione di pressione dovuta alla messa in comunicazione della camera in cui è alloggiato il campione di materiale con una camera a volume e pressione note; 2) quella a volume variabile, in cui si registra il cambiamento di volume della seconda camera costituita da un soffiutto estendibile di cui si conosce il volume al variare della propria lunghezza.

I picnometri a spostamento di liquido necessitano, al contrario di quelli a spostamento di gas, una preparazione del campione e sono capaci di misurare la porosità interparticellare più una certa percentuale di quella intraparticellare variabile a seconda della natura del materiale e del tipo di preparazione subita.

Il picnometro a spostamento di paraffina è stato studiato appositamente per i substrati e per le loro esigenze quali la necessità di esaminare volumi di campioni di discrete dimensioni ($> 300 \text{ cm}^3$) e composti da miscele di materiali differenti. Esso si basa sull'imbibizione del campione con la paraffina e sulla misura del volume di acqua spostata dopo immersione.

La determinazione della porosità totale può essere stimata in base al D_a del materiale, secondo la seguente formula (3):

$$P = 98 - (36,2 \times D_a)$$

L'equazione precedente consente una buona stima della P nel caso di substrati organici, mentre tende a sovrastimarla nel caso di substrati minerali.

2.4 Le proprietà idrauliche dei substrati

La relazione che intercorre fra il contenuto di acqua ritenuto da un mezzo poroso e la tensione alla quale è trattenuta l'acqua, è definita in letteratura con varie terminologie fra cui quella di curva di ritenzione idrica. Avendo a che fare con i substrati per colture in contenitore, il campo di variazione della tensione per cui si suole individuare la curva è molto ristretto, in generale fra 0 e -25 kPa, ma più normalmente fra 0 e -10 kPa¹. Il valore nullo definisce lo stato di saturazione del mezzo ed il relativo contenuto di acqua si avvicina al

¹ 1 kPa = 10 hPa = 10 cm H₂O = pF 1 = 0,01 bar = 7,5 mm Hg = 0,145 psi ≈ 0,01 atm.

valore delle porosità totale, rimanendone però al di sotto del 10-20 %. Questo fenomeno è dovuto principalmente alla presenza di aria intrappolata durante la saturazione del materiale. I valori del contenuto idrico a saturazione sono molto elevati per i substrati, arrivando fino al 80-85 % del volume apparente occupato dal substrato stesso. Tali contenuti decrescono molto rapidamente all'aumentare della tensione, tanto che in alcuni casi viene rilasciata più del 50% dell'acqua ritenuta passando dalla saturazione alla tensione -5 kPa.

Dallo stato di saturazione possiamo rilevare la curva principale di drenaggio equilibrando via via il campione a tensioni minori (maggiori in valore assoluto). Se invertiamo il processo a una qualsiasi tensione e riумidifichiamo il campione, otterremo delle curve diverse dalla precedente e situate più 'in basso' su un piano 'tensione-umidità percentuale volumetrica', cioè con minor contenuto idrico. Si tratta di un fenomeno d'istèresi dovuto principalmente alla presenza di aria intrappolata e alla momentanea idrorepellenza di alcune superfici di materiali quali quelli torbosi. È allora importante determinare le curve principali di drenaggio e di bagnamento poiché, secondo la tecnica irrigua utilizzata, ad esempio microirrigazione a goccia oppure irrigazione a risalita capillare o bancali a flusso/riflusso, la determinazione delle quantità legate alla curva di ritenzione idrica deve essere effettuata su una o sull'altra curva in relazione appunto al meccanismo di assorbimento dell'acqua (2, 3). De Boodt e Verdonck (4) definirono alcune quantità calcolate a partire dalla curva di ritenzione idrica e che possono essere interpretate graficamente e visualizzate come in Figura 1, in cui è riportata una curva di ritenzione di un substrato a base di torba e pomice.

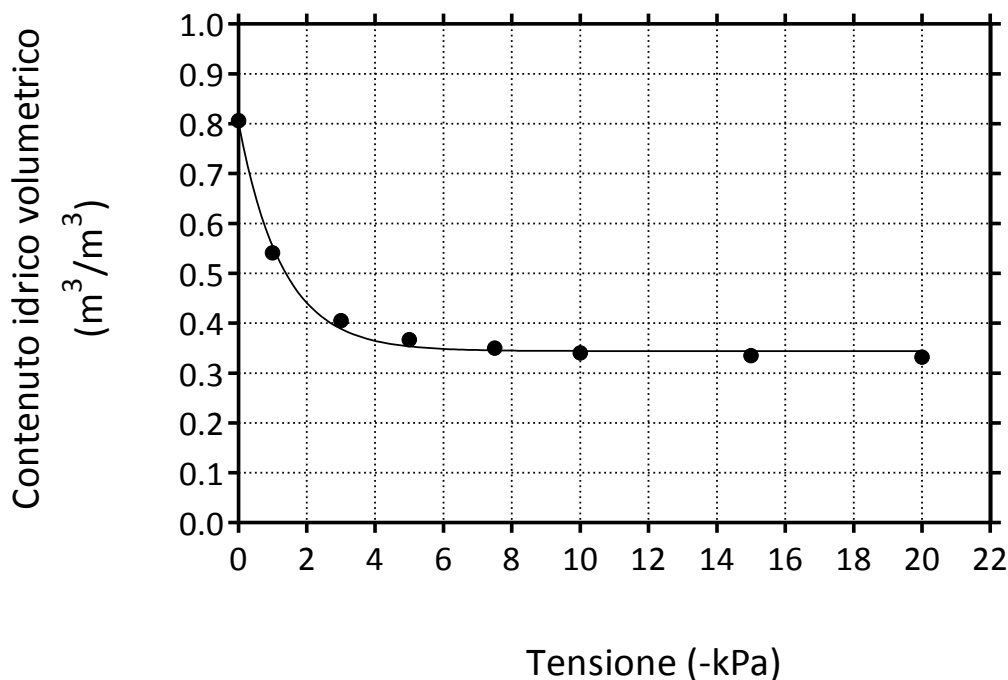


Figura 1. Curva di ritenzione idrica di un substrato a base di torba e pomice.

Le curve di ritenzione idrica dei più comuni substrati utilizzati per la coltivazione delle piante in contenitore o per la realizzazione di tetti verdi sono riportate nella Figura 2.

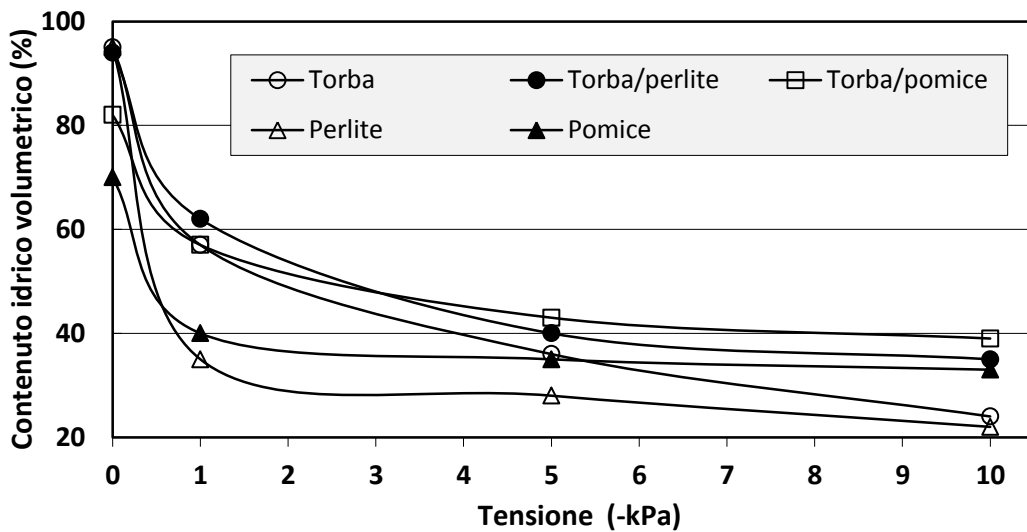


Figura 2. Curva di ritenzione idrica dei più comuni substrati utilizzati nelle colture in vaso o per i tetti verdi.

Dai valori riguardanti la curva di ritenzione idrica, possiamo ricavare alcuni indici utili per la comprensione del comportamento idrico del substrato (De Boodt e Verdonck, 1972):

- 1) la capacità per l'acqua (contenuto idrico o ritenzione idrica) misurata a -1 kPa;
- 2) la capacità per l'aria (CA) alla tensione di -1 kPa, calcolata come differenza tra la porosità ed il contenuto idrico a -1 kPa;
- 4) la differenza tra il contenuto idrico a -1 kPa e quello a -5 kPa, detta acqua facilmente disponibile (AFD);
- 3) la differenza tra il contenuto idrico a -1 kPa e quello a -10 kPa, detta acqua disponibile (AD);
- 5) la differenza tra il contenuto idrico a -5 kPa e quello a -10 kPa, detta acqua di riserva (AR) o tampone idrico.

Il tampone idrico indica la capacità del substrato di attenuare le variazioni di tensione (diminuzione al di sotto di -5 kPa) man mano che si asciuga e di consentire, conseguentemente, un certo adattamento fisiologico della pianta alla carenza idrica. Uno scarso potere tampone indica un maggior rischio di stress idrico per la pianta e suggerisce, quindi, una maggior cura nell'irrigazione.

I valori ottimali per un substrato di coltivazione sono i seguenti:

$P = 60-85\%$; $CA = 10-30\%$; $AD = 45-65\%$; $AND = 25-35\%$.

Per i materiali posti in contenitore, il contenuto idrico a -1 kPa è quello che si riscontra alla altezza di 10 cm dal fondo dello stesso dopo aver irrigato abbondantemente e quindi lasciato drenare il substrato. Infatti, trascurando il potenziale osmotico della soluzione acquosa, il potenziale totale ψ_t della fase liquida è dato dalla somma del potenziale matriciale ψ_m e di quello gravitazionale ψ_g . Quando l'acqua somministrata cessa di drenare significa che essa ha raggiunto uno stato di equilibrio per cui, in termini scientifici, essa è caratterizzata da un potenziale costante di valore K . Poiché sul fondo del vaso permane uno strato di acqua 'libera' cioè a tensione nulla, tale costante assume il valore nullo, ovvero $K = \psi_t = 0$.

Quindi, $\psi_m = \psi_t - \psi_g = -\psi_g$

per cui l'acqua trattenuta ad una generica altezza "x" dal fondo del vaso è soggetta al potenziale matriciale (o tensione, se riferito alla unità di peso dell'oggetto indagato) dato dal valore "- x" (Figura 3).

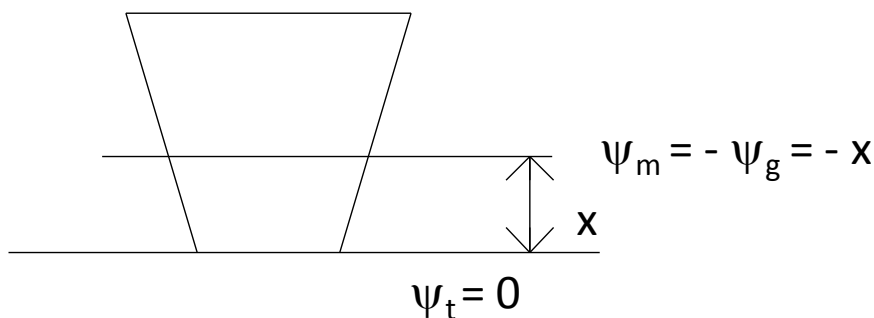


Figura 3. La relazione tra tensione e altezza del substrato in un contenitore al termine di un'abbondante irrigazione.

Ciò significa che ad ogni strato di substrato situato ad altezza crescente dal fondo corrisponde un contenuto di umidità via via decrescente e pari al valore da leggersi sulla curva di ritenzione per la altezza (quindi, per la tensione) prescelta. A seguito di questo fatto, per calcolare la capacità del contenitore (CC), ovvero il contenuto di acqua massimo trattenibile dal substrato posto in un particolare contenitore, basta pensare di sezionare il contenitore, come se fosse un salame, in 'fettine' orizzontali di 2 cm circa di altezza, trovare il volume di ciascuna 'fetta' (tronco di cono, di piramide o di prisma a seconda che il contenitore sia conico a sezione circolare oppure piramidale, o prismatico) e moltiplicarlo per il contenuto volumetrico di acqua relativo alla altezza del suo baricentro dal fondo del contenitore. In termini analitici si effettua l'integrale della funzione prodotto

$$\int_0^{H_{max}} Y(x) * A(x) dx$$

“Ritenzione idrica $Y(x)$ (umidità volumetrica espressa in funzione della tensione matriciale in colonna d'acqua equivalente in centimetri) * Area della sezione del contenitore $A(x)$ (area espressa in funzione della altezza dal fondo espressa in centimetri)”, fra gli estremi di integrazione [0; Altezza max. substrato].

Tale integrale è la capacità di contenitore CC, per contenitori prismatici di qualsiasi sezione (circolare, quadrata o rettangolare), uguale al valore dell'area della sezione prismatica (che è costante) moltiplicata per il valore dell'area sottesa dalla curva di ritenzione idrica tra le ascisse [0; Altezza max. substrato].

Analogamente, per calcolare le quantità AFD e AR relative ad un intero contenitore e non ad un unico punto di esso, occorre calcolare le corrispondenti differenze fra gli integrali

$$EAW = \int_{10}^{(H_{max}+10)} Y(x) * A(x) dx - \int_{50}^{(H_{max}+50)} Y(x) * A(x) dx$$

Poiché il volume di acqua ritenuto all'interno del contenitore è un parametro essenziale per lo sviluppo delle piante bisogna fare attenzione ad analizzare il complesso delle proprietà fisiche e non solamente alcune di esse, al fine di impostare la gestione dell'irrigazione in maniera razionale ed efficiente.

La relazione esistente fra lo stato energetico dell'acqua (tensione a cui l'acqua è ritenuta) ed il contenuto di acqua è una funzione della distribuzione delle dimensioni dei pori del mezzo. Tale porosità è dipendente dalla natura stessa del mezzo (conformazione superficiale e volumetrica delle particelle), e dalla distribuzione granulometrica dello stesso e dal suo stato di addensamento (peso specifico apparente).

Come già accennato in precedenza citando la metodologia di riferimento proposta dall'I.S.H.S, poiché alcuni substrati, fra cui le torbe, presentano una sensibilità del contenuto di acqua ritenuta alle varie tensioni

rispetto al loro stato di umidità iniziale, è importante controllare la umidità del materiale al momento del confezionamento del campione (5).

3 Principali substrati utilizzati per la realizzazione di tetti verdi

I materiali impiegati per la realizzazione dei tetti verdi possono essere di natura organica o minerale e il risultato di un'escavazione (torbe, materiali vulcanici) o di uno specifico processo industriale (es. lana di roccia, argilla espansa) oppure un sottoprodotto (fibre di cocco) o di un processo industriale. Le lane minerali e l'argilla espansa sono state studiate e impiegate soprattutto per l'isolamento termico e acustico dei fabbricati. Sono dei materiali espansi o estrusi tramite un procedimento industriale che tende a ottenere delle fibre o dei granulati leggeri, molto porosi e che possono essere inseriti nelle costruzioni (l'aria secca contenuta nei pori è un isolante molto buono). Il processo di fabbricazione per via termica ha per inconveniente l'aumento del prezzo di vendita del substrato, ma il vantaggio di fornire dei materiali omogenei, sterili e di qualità costante.

3.1 Torba

Sono considerate come torbe, i materiali di origine vegetale, essenzialmente organici, più o meno decomposti (umificati). Alla base delle diverse classificazioni delle torbe stanno i criteri scelti come elemento di riferimento:

1. la natura dei vegetali che occupano le torbiere e di cui ne sono l'origine :
2. muschio (sphagno, ipno, politrice), piante vascolari (felce, equiseti), piante a fiori (giunco, carice) e foglie (es. di pino silvestre..);
3. la fibrosità ed il grado di decomposizione del materiale : per esempio la classificazione francese dei suoli distingue le torbe in fibrose, semi-fibrose e umificate. La quantità di fibre, la loro finezza ed il grado di decomposizione, sono in correlazione con le proprietà fondamentali delle torbe, come il comportamento meccanico (elasticità e ritiro), quello idraulico (ritenzione idrica, riumentazione dopo essiccamento, aerazione) e quello chimico (capacità di scambio cationico, tenore in azoto e rapporto C/N).

Il grado di decomposizione può essere apprezzato macroscopicamente (scala di umificazione di Von Post) o microscopicamente (rapporto fibre/plasma umico) attraverso:

- l'aspetto generale : torbe muschiose, erbose, fibrose, terrose, scistoidi,...
- il colore : biondo (Havana), bruno (chiaro, cioccolato, scuro), nero;
- la morfologia della torbiera : convessa, piatta;
- la localizzazione geografica e topografica : torbiere di montagna, di pendio, di alta valle, di valle, di pianura, di foreste e di legno flottato, marino.

La classificazione commerciale fa soprattutto riferimento al colore, alla origine delle torbe ed al loro pH. Così si giunge alla seguente classificazione delle torbe:

- bionde: *Sphagnum*, pH 3,8 - 4,5;
- brune: *Sphagnum* e *Eriophorum*, pH 4,5 - 5,5;
- nere: *Carex*, pH 5,5 - 6,5;
- nere: *Phragmites*, pH 6,5 - 7,5.

Le principali proprietà fisico-chimiche delle torbe sono le seguenti:

- densità apparente: varia da 0,05 a 0,2 t/m³ per le torbe bionde e a 0,5 t/m³ per quelle nere terrose;
- densità reale: variabile fra 1,40 e 1,65 t/m³;

- porosità totale: varia fra il 90-95 % (torbe bionde) ed il 40 % (torbe nere molto decomposte);
- tasso di ceneri: 5 % (torbe acide), 10 % (torbe eutrofiche non contaminate);
- rapporto C/N: da 40-50 (torbe bionde) a 20 (torbe nere);
- pH: da 3,8 per le torbe acide a 7,5 per quelle eutrofiche;

La capacità di scambio cationico (CSC o CEC, dall'inglese *Cation Exchange Capacity*), il restringimento dopo l'essiccamento e la capacità di riumidificazione variano moltissimo a seconda della finezza e del grado di umificazione.

C'è da notare che le proprietà chimiche possono variare considerevolmente secondo lo stato idrico del materiale (idratato, secco, riumidificato). Questo è il caso del pH e della CEC delle torbe umificate ricche in gel umico, che se disidratate perdono irreversibilmente una parte delle loro proprietà di superficie. All'interno delle stesse categorie di misura (pH, cationi scambiati, rapporto solido/soluzione costante), la CEC può variare del 100 % fra un campione fresco e lo stesso disseccato e riumettato. Inoltre i colloidali organici sono degli scambiatori a cariche variabili fortemente dipendenti dal pH del mezzo.

Se le torbe bionde offrono delle caratteristiche generalmente superiori a quelle delle torbe brune o nere, e sono considerate alla fine come il supporto di coltura ideale, si può però affermare che le proprietà di una torba sono influenzate dalla finezza del materiale e dalla sua fibrosità. Le torbe bionde, fini e povere di fibre, hanno una ritenzione idrica elevata ma una debole aerazione e subiscono un ritiro nel corso del drenaggio (15% di perdita volumetrica passando da -1 a -10 kPa). La torba bionda può avere un comportamento corretto all'inizio della coltura e costituire dopo un mezzo asfissiante.

Nella scelta delle torbe, si darà la priorità a quelle che presentano la maggiore fibrosità e dunque una tessitura più grossolana.

Le torbe fini o umificate, bionde o brune, sono convenienti per le miscele a base di graniglie porose e stabili (pozzolane, tufo, granuli di argilla espansa) se le proporzioni di queste ultime restano inferiori al 50% del volume totale.

Le torbe nere, ricche di colloidali humici idratati, possono essere impiegate in tali miscele dopo essiccamento, ritiro, oppure dopo essere state poste in masse di grande volume dopo triturazione, procedura che conferisce loro delle nuove proprietà un po' più costanti rispetto a quelle allo stato "naturale".

La torba, quella bionda in particolare, è un materiale pregiato per le colture su substrato e sarà difficilmente sostituibile tenuto conto delle abitudini e dell'esperienza acquisita dai vivaisti. D'altra parte, se essa presenta dei vantaggi (ritenzione idrica, densità bassa, assenza dei parassiti), si possono rilevare certi inconvenienti quali la difficoltà di standardizzazione, la preparazione iniziale (neutralizzazione per calcinatura), la difficoltà di disinfezione e la sua evoluzione fisico-chimica nel corso della coltura che compromette la sua durata.

3.2 Fibra di cocco

Esistono tre tipologie di sottoprodotti della lavorazione delle noci di cocco per la produzione di cordami:

- torba o polvere: a granulometria fine, usata per colture senza suolo (rosa);
- fibra: leggera, molto porosa (P=95%), alto C/N (300-350), buona capacità per l'aria e l'acqua (c. 40% e 50% a pF=1), salinità talvolta elevata (0.5-1.8 mS/cm)
- granuli: per piante in vaso (orchidee, anthurium, etc.)

Le fibre di cocco presentano ottime caratteristiche chimico-fisiche che le pongono allo stesso livello delle torbe di sfagno di qualità. Di seguito si riportano le principali caratteristiche fisiche di una fibra di cocco:

- Densità apparente: 0,13 t/m³
- Massa volumica reale: 1.55 t/m³

- Capacità di ritenzione d'acqua a -1 kPa: 58% vol.
- Capacità di ritenzione d'aria a -1 kPa: 37 % vol.
- Porosità: 95%
- pH: sub-acido
- Conducibilità (estratto acquoso 1/1,5): 0,4 – 1,8 dS/m
- Contenuto di sostanza organica: 88 – 94%
- Rapporto C/N: 200 - 220

3.3 Pomice

Le pomici sono materiali vulcanici con ridotta granulometria (2 – 50 mm) e struttura alveolare. La loro granulometria varia in funzione del giacimento e, per ciascun giacimento, secondo la posizione dentro il cono vulcanico.

La densità reale delle pozzolane è di 2,8 - 3,1 t/m³. La porosità calcolata è superiore al 65%. Le misure danno generalmente una porosità totale superiore al 70%. Il colore delle pozzolane può variare dal rosso al nero secondo lo stato di ossidazione del ferro. Per un rapporto $FeO / Fe_2O_3 < 0,02$ il colore è rosso; se $\geq 0,27$ il colore è nero. La colorazione è indipendente dalla qualità delle pozzolane; si possono dunque utilizzare indifferentemente contrariamente ai pregiudizi che attribuiscono alle prime qualità tecniche inferiori alle seconde.

La pomice ritiene poca acqua ed ha una permeabilità molto alta. Le curve di drenaggio di durata 6 h all'aria (dopo 24 h di saturazione) danno l'equilibrio in 10 - 14 % di acqua rispetto alla massa cioè fra 8 e 10 % volumica per un granulato 6 - 16 mm. Un drenaggio a gravità libera di 24 h su un granulato 2 - 5 mm dà il 19% di acqua in volume (190 l/m³). Su un letto a debole suzione (-2,5 kPa) il tenore in acqua si equilibra al 15% (vol.) per lo stesso granulato 2 - 5 mm; a 100 mbar è di 13% (vol.) e al di sotto di -60 kPa, si stabilizza fra 6 - 7 % e non cambia più fino a 1,5 MPa (punto di appassimento). Ciò è molto importante poiché questo risultato significa che la pomice non possiede pori di diametro inferiore a 6 micron.

Globalmente la riserva di acqua utilizzabile per una pianta il cui sistema radicale esplora completamente il substrato, sarà dell'ordine del 7% vol. per granulato 2 - 5 mm. I dati umidità - suzione mostrano che la microporosità (per l'acqua) è compresa fra il 7 e il 13 % e la porosità per l'aria dell'ordine del 60%.

Le pomici sono di conseguenza dei materiali ad alta porosità grossolana e occlusa, a debole ritenzione idrica e forte aerazione.

Già da qualche tempo gli orticoltori, i vivaisti impiegano la pozzolana pura o più spesso in miscele con i substrati organici (torbe o terre) per scopi diversi quali: semine, riproduzione, colture con soluzioni nutritive, in contenitore. Infatti, la pomice offre per le colture fuori suolo i vantaggi di un mezzo molto ben areato di grande stabilità e durabilità, chimicamente inerte, inizialmente esente da patogeni e facile da disinfettare, isolante e relativamente a buon mercato. Fra gli inconvenienti solo la debole ritenzione idrica è da segnalare, ma possiamo anche annotare l'assenza di potere tampone che può costituire un inconveniente grave allorché la soluzione nutritiva è mal controllata. Malgrado questi piccoli inconvenienti, la produzione orticola in serra o in pieno campo con irrigazione fertilizzante, ha dato ottimi risultati su bancali di 10 cm di pozzolana pura 3 - 14 o 6 - 15 mm. In questo settore, la pomice è più spesso incorporata in una miscela binaria di torba bionda o nera 2/3 + pozzolana 1/3.

I granulati utilizzati in miscela sono generalmente calibrati fra 5 e 15 mm. Allo stato puro per contro, sarà possibile utilizzare dei granulati più fini, fra 2 e 5-7 mm, il che permetterà l'aumento della capacità di ritenzione idrica.

3.4 Tufi vulcanici

I tufi vulcanici sono delle formazioni di ceneri fini (0 - 2 mm) consolidate e cementate, che si presentano in giacimenti più o meno stratiformi, intercalati fra le colate di rocce vulcaniche o sopra di esse. I giacimenti di tufo sono associati al vulcanismo sia acido, sia basico.

La porosità secca calcolata del tufo in sito si avvicina al 60% (densità reale compresa fra 2,7 e 2,8 t/m³). Per il granulato 2-5 mm il calcolo fornisce il 64%, dunque un valore inferiore a quello di un granulato 2-5 mm di pozzolana. Rispetto alla pomice, il tufo ha una minore porosità ma una maggiore ritenzione idrica conseguenza di una porosità fine e aperta.

In base alle curve di ritenzione idrica, il granulato 2 - 5 mm di ialotufi presenta un tenore di acqua in volume veramente elevato alle deboli suzioni: 40% a 2,5 kPa. In drenaggio gravitazionale libero, il tenore d'acqua si equilibra al 47% dopo 24 h. La capacità di ritenzione fra -10 kPa e -25 kPa (pF da 2 a 2,4) è superiore al 35% vol., ossia cinque volte maggiore del granulato 2 - 5 mm di pomice. Facciamo notare che il 30 % del volume di acqua è ritenuto dalla porosità inferiore a 0,2 mm, cioè con una suzione superiore a 15 bar, dunque teoricamente poco utilizzabile dalle piante. Nonostante tutto ciò, la riserva idrica di acqua utile non sarà mai inferiore al 10% vol. contro il 7% al massimo delle pomici.

Il tufo si distingue dalla pomice anche per la sua elevata capacità di scambio cationico (70-75 meq/100g di granulato secco). Questa capacità non dipende dalle dimensioni dei grani, poiché è in relazione con la presenza di zeoliti. Disidratando un granulato di tufo a temperatura crescente, si osserva una caduta brusca della CEC fra 300 e 600 °C che coincide con la distruzione delle zeoliti (fusione verso i 350 °C). Non si deve perdere di vista il fatto che la maggior parte degli zeoliti hanno una CEC comprese fra 80 e 100 meq/100gr rispetto ai principali cationi scambiabili (Ca⁺⁺, Mg⁺⁺, K⁺, Na⁺, NH₄⁺) e che tale CEC è costante indipendentemente dal pH della soluzione.

I tufi non sono dunque così inerti come le pozzolane, ma le prove di coltura fuori suolo eseguite su questi materiali hanno mostrato che dopo aver liberato ioni Ca⁺⁺ e Mg⁺⁺ scambiabili all'inizio dell'irrigazione, il materiale non modifica più l'equilibrio della soluzione nutritiva. I tufi hanno una resistenza meccanica minore di quella delle pozzolane, però le prove di colture fuori suolo effettuate hanno dimostrato che sono perfettamente stabili in presenza delle soluzioni nutritive. Nonostante la loro apparente friabilità, il loro aspetto terroso, la loro elevata ritenzione idrica e la loro considerevole capacità di scambio, questi materiali a comportamento simile alle terre argillose non si sgretolano, non si rigonfiano in presenza di acqua o di soluzioni saline. In ragione del comportamento delle zeoliti e della stabilità meccanica e chimica dell'insieme del materiale, tutte le proprietà fondamentali sono conservate fino a temperature di utilizzazione di 250 °C in fase gassosa o liquida.

3.5 Lana di roccia

Questo prodotto è commercializzato sotto vari nomi commerciali, il più famoso dei quali è il GRODAN. E' fabbricato per estrusione di una miscela fusa a 1600 °C comprendente delle rocce basaltiche, del calcare e del coke in rapporto di massa 4 - 1 - 1. Dalle fibre si possono realizzare dei granuli a batuffoli idrofobi o idrofili dopo aggiunta di un tensioattivo, oppure dei pani o delle zolle.

Le fibre di vetro di diametro molto piccolo (5 mm) hanno una grande superficie specifica e sono totalmente insolubili, in soluzioni nutritive esse liberano del calcio, del magnesio, del ferro e del manganese. Per Ca e Mg le quantità liberate sono minime in rapporto alle concentrazioni normali della soluzione nutritiva; al contrario per il Fe e il Mn non sono trascurabili e di ciò si deve tener conto in fase di preparazione delle soluzioni. La presenza di silicati e di ossido di calcio comporta un'alcalinizzazione del mezzo, all'inizio della

messa in coltura ($7 < \text{pH} < 8,5$); però, una neutralizzazione dovuta alla soluzione interviene rapidamente poiché la capacità di scambio e il potere tampone di questi substrati sono quasi nulli.

Dal punto di vista chimico la lana di roccia può essere considerata come un substrato inerte, così come hanno mostrato i risultati di studi condotti, tranne che per il rame, che si fissa parzialmente, e per il pH che aumenta leggermente. Sul piano fisico, i pani di lana di roccia possono presentare un'eterogeneità abbastanza grande al variare del lotto di fabbricazione.

La lana di roccia è un materiale molto poroso a ritenzione idrica molto elevata alle basse suzioni. La capacità in contenitore dipende molto fortemente dallo spessore e dalla forma del supporto (dimensioni del pane di lana di roccia).

Per un supporto sottile sotto irrigazione permanente, il tenore in acqua può essere eccessivo e quello in aria scarso, ma d'altra parte l'assenza di "potere tampone verso il contenuto idrico" per l'acqua non assicura alcuna garanzia in caso d'interruzione della irrigazione. Nei supporti spessi, l'equilibrio aria-acqua viene invertito con la saturazione alla base dei substrati. In pratica si utilizzano dei pani di 7,5 cm di spessore che, dopo saturazione con soluzione nutritiva, mostrano una ripartizione approssimativa di 2/3 d'acqua e 1/3 d'aria nel volume poroso totale del pane.

L'assenza di "potere tampone" richiede una perfetta somministrazione della nutrizione minerale e idrica delle colture fuori suolo. La lana di roccia non è rigida, la sua stabilità meccanica è mediocre e la durabilità limitata a 1 o 2 colture. Per contro la leggerezza e la sua costituzione facilitano le manipolazioni, il che riduce di molto l'impiego di mano d'opera.

3.6 Perlite

È una sabbia silicea vulcanica che, riscaldata bruscamente a 100 - 1100 °C per 5', fonde e gonfia di circa 20 volte il suo volume iniziale, per evaporazione dell'acqua combinata (da 2 a 5% di acqua). Si ottengono delle perle bianche vetrose, molto porose.

La perlite grezza è una miscela di particelle di diametro variabile, con una forte proporzione di polveri di carbone attorno ai 25 μm , che deve essere eliminata per ridurre i rischi di asfissia per eccesso d'acqua.

Quattro classi granulometriche sono commercializzate ciascuna con intervallo conveniente per usi differenti:

1. perlite grossolana: da 3,0 a 6,0 mm, molto aerata, conveniente particolarmente per le riproduzioni per talea;
2. perlite standard: da 1,5 a 5,0 mm, più eterogenea, è più adatta alle miscele a base di torba (tipo potlite 50/50 molto usata in USA);
3. perlite fine: da 1,0 a 3,0 mm, è destinata alla semina;
4. perlite superfine: da 0,1 a 1,5 mm serve ad accrescere la ritenzione idrica e l'umidità nei substrati "secchi" (zolle di torba bruna o cortecce per esempio).

La perlite "*tout venant*" attualmente commercializzata non calibrata per ragioni di ordine economico, presenta una ripartizione granulometrica variabile. Questa variazione è dovuta al trattamento subito dal minerale, che è funzione della destinazione primaria, generalmente a fini industriali.

La perlite è un materiale avente bassa densità, fatto che consente di costruire delle infrastrutture molto leggere per la produzione fuori suolo utilizzando soluzione nutritiva controllata; la densità apparente secca, infatti, varia da 0,08 a 0,12 t/m^3 secondo la granulometria. La ritenzione idrica dipende anche dalla granulometria: una perlite grossolana (>3 mm) offre una debole disponibilità in acqua ed una forte aerazione. Dal punto di vista meccanico, questo materiale è stabile solo in assenza di vincoli fisici, poiché la

sua resistenza meccanica è bassa. Perciò si deve evitare un trattamento troppo vigoroso nel caso della fabbricazione di miscele.

La durabilità del materiale in coltura è funzione della qualità della perlite: una durata minima di 4 anni è comune per le colture floreali.

Dal punto di vista chimico, la perlite è un substrato inerte come la lana di roccia, poiché è inibita la capacità di scambio e di conseguenza il potere tampone rispetto alla nutrizione della pianta. La perlite presenta una reazione alcalina in soluzione (pH 7-7,5).

3.7 Argilla espansa

Nata negli USA fra le 2 guerre per la fabbricazione di calcestruzzo alleggerito, questo materiale è stato sviluppato in diversi paesi europei sprovvisti di ghiaia ma ricchi di giacimenti d'argilla.

Il prodotto è ottenuto per granulazione e riscaldamento 1100 °C di noduli di argilla umida. Per ebollizione brutale di acqua si ottengono delle palline dure e porose. I granuli arrotondati sono porosi ma a porosità grossolana è occlusa come nelle pozzolane e nei prodotti di alto forno. Da ciò deriva che la loro ritenzione idrica è debole e varia secondo la granulometria utilizzata. Per contro è un materiale molto aerato.

L'argilla espansa è un prodotto inerte, neutro, senza capacità di scambio e a lunga durabilità.

La EC relativamente elevata (3 dS/m), dovuta alla presenza di solfato di calcio, richiede un lavaggio del materiale precedentemente alla messa in coltura. I granuli di argilla espansa possono essere utilizzati per la creazione di miscele a base di torba.

4 Pilotaggio dell'irrigazione

L'irrigazione della vegetazione di un tetto verde presenta problematiche molto simili a quelle dell'irrigazione delle colture ornamentali in contenitore, anche se in molti casi si tratta di un'irrigazione saltuaria o di soccorso; in entrambi i casi, in effetti, si tratta di piante coltivate fuori terra.

L'errata gestione idrica è uno dei problemi più comuni che si riscontrano nella gestione delle coltivazioni fuori terra. Ciò è da attribuire alla ridotta riserva idrica a disposizione della pianta nella coltivazione fuori suolo rispetto a quella tradizionale in suolo. Infatti, mentre nel terreno ogni pianta può esplorare circa 100 litri di terreno (considerando una densità di 4 piante per m² e una profondità radicale di 0,4 metri), in un tetto-verde il substrato a disposizione delle piante potrebbe ridursi anche a pochi litri di substrato. Appare evidente che il maggior volume nel suolo (fino a 5 volte superiore rispetto al substrato) assicura una riserva idrica e nutritiva che permette di bilanciare eventuali carenze idriche e minerali; nella coltura su tetti-verdi, variazioni climatiche repentine (maggiore insolazione, forte ventosità) possono causare stress idrici anche nell'arco di poche ore.

Con il termine pilotaggio dell'irrigazione o *scheduling* s'intende la regimazione degli interventi irrigui, in pratica la determinazione del volume irriguo (quanta acqua dare a ogni irrigazione) netto (VI_N) ed effettivo (o lordo, VI_L) e del turno irriguo o frequenza (ogni quanto la coltura viene irrigata).

Il VI_N (espresso in mm, L/m² o m³/ha; si ricorda che 1 L/m² = 1 mm) dipende dalla ritenzione idrica e dal volume del terreno o del substrato esplorato dalle radici delle piante. La ritenzione idrica dipende, a sua volta, dalle caratteristiche fisiche del mezzo di crescita mentre il volume è proporzionale alla profondità delle radici, nelle colture a terra, o corrisponde approssimativamente al volume del substrato per unità di superficie. In genere, il VI_L è superiore del 10-40% rispetto a VI_N : questa percentuale (definita anche come coefficiente di sicurezza) tende ad aumentare quando si usano acque relativamente saline (in modo da evitare l'accumulo di sali nel substrato) e/o c'è una discreta difformità nella portata dei singoli erogatori e/o

nelle esigenze idriche delle piante. È opportuno ridurre il più possibile il coefficiente di sicurezza usando acque di buona qualità ed impianti irrigui ben progettati e realizzati con materiali di qualità e raggruppando nello stesso settore irriguo piante con consumi idrici il più possibile identici.

Il contenuto di acqua disponibile nel substrato può essere determinato empiricamente pesando alcuni vasi con le piante al termine del naturale sgocciolamento dopo un'abbondante irrigazione, e pesandoli di nuovo quando le piante iniziano a mostrare in primi sintomi di appassimento. Un valore pari alla metà o a due terzi della differenza tra le due pesate fornisce una buona indicazione del VI_N .

La frequenza irrigua, espressa come giorni (o ore) tra un intervento e l'altro, è data dal rapporto tra ETE giornaliera e VI_N , o al rapporto inverso, se la frequenza è espressa come numero di interventi al giorno (o all'ora).

Essendo VI_N e VI_L fissi e variando invece di giorno in giorno l'ETE, la frequenza dovrebbe essere variata di conseguenza in base alla stima di ETE. Il metodo di stima dell'ETE più facilmente applicabile nei vivai, dove si coltivano centinaia o migliaia di piante diverse, è quello basato sulla determinazione dell'ETP e sull'impiego di un cosiddetto coefficiente colturale, il quale è in funzione dell'area fogliare della coltura e del tipo di tecnica colturale adottata (8):

$$ETE = ETP \times K_C$$

L'ETP è un dato che può essere fornito, anche in tempo reale e su base oraria, da comunissime stazioni meteo aziendali, il cui costo è di qualche migliaio di euro, oppure distribuito automaticamente in vario modo (via Internet o SMS sul cellulare) dai servizi agrometeorologici consortili o regionali agli utenti registrati. Più problematica è invece la stima dei K_C delle colture. Questi coefficienti sono noti per molte colture agrarie (oscillano tra 0.3 e 1.5) mentre non sono disponibili per moltissime delle colture ornamentali, considerando che dipendono non solo dalla specie botanica, ma anche dalle dimensioni della singola pianta, dalla densità colturale, dalla tecnica colturale (a terra o in contenitore).

La Tabella 1 riporta, indicativamente, i valori del K_C medio per alcune specie ornamentali. Per una determinazione più precisa sono necessarie prove sperimentali abbastanza complesse che devono essere condotte per l'intera stagione irrigua e per più anni, in modo da stabilire delle relazioni tra la variazione stagionale del K_C e l'andamento climatico e/o individuare dei parametri facili da determinare che siano correlati al K_C . In mancanza di valori più accurati, gli operatori possono utilizzare quelli riportati nella Tabella 1 ricordando che i valori tendono ad aumentare con il procedere della stagione di crescita e che Gli interventi di potatura riducono l'area fogliare e quindi il K_C .

2) Periodicamente (ogni 7 – 10 giorni), a partire dal trapianto, l'operatore attiva o disattiva i vari interventi irrigui variandone eventualmente anche la durata sulla base della stima dell'ETE massima della coltura nel periodo considerato, cercando di impostare VI_L vicini a quello ottimale (step 1).

3) Per tener conto della variabilità da un giorno all'altro del clima e quindi dell'ETP e dell'ETE, il VI_L (quindi, la durata delle irrigazioni) distribuito agli orari prestabiliti sono corretti in automatico con un coefficiente correttivo, che è pari al rapporto tra l'ETP del giorno precedente e la media dei valori massimi di ETP registrati in quella settimana o decade negli ultimi 20 anni.

Tabella 1. Coefficienti colturali per diversi tipi di specie ornamentali. (fonte: WUCOLS 2000, Water Use Classification of Landscape Species; ucce.ucdavis.edu/files/filelibrary/1726/15359.pdf)

Alberi con consumo idrico molto basso (Kc < 0.1)

Acacia pennatula, Cupressus arizonica, Cupressus arizonica, Eucalyptus loxophleba, Eucalyptus macrandra, Eucryphia glutinosa, Parrotia persica, Quercus buckleyi, Quercus douglasia, Quercus fusiformis

Alberi con consumo idrico basso (Kc = 0.1-0.3)

Abies pinsapo, Acacia aneura, Acacia baileyana, Acacia boormanii, Acacia constricta, Acacia craspedo carpa, Acacia cultriformis, Acacia dealbata, Acacia decurrens, Acacia farnesiana, Acacia greggii, Acacia longifolia, Acacia melanoxylon, Acacia salicina, Acacia saligna, Acacia schaffneri, Acacia smallii, Acacia stenophylla, Acacia subporosa, Acacia willardiana, Acca sellowiana, Aesculus californica, Ailanthus altissima, Albizia distachya, Allocasuarina torulosa, Arbutus menziesii, Banksia ericifolia, Brachychiton populneus, Brahea armata, Brahea edulis, Bursera hindsiana, Butia capitata, Castanopsis cuspidata, Casuarina cunninghamiana, Catalpa bungei, Celtis reticulata, Ceratonia siliqua, Cercidium microphyllum, Cercidium praecox, Cercis mexicana, Cercis occidentalis, Cercis reniformis, Chilopsis linearis, Chionanthus virginicus, Chionanthus X chitalpa, Cupressus guadalupensis, Dracaena draco, Erythrina americana (E.coralloides), Erythrina caffra, Erythrina falcata, Erythrina X sykesii, Erythrina X bidwillii, Eucalyptus camaldulensis, Eucalyptus campaspe, Eucalyptus cinerea, Eucalyptus cladocalyx, Eucalyptus formanii, Eucalyptus globulus, Eucalyptus gunnii, Eucalyptus kruseana, Eucalyptus largiflorens, Eucalyptus lehmannii, Eucalyptus leucoxylon, Eucalyptus microtheca, Eucalyptus polyanthemus, Eucalyptus preissiana, Eucalyptus robusta, Eucalyptus rudis, Eucalyptus sargentii, Eucalyptus sideroxylon, Eucalyptus spathulata, Eucalyptus torquata, Eucalyptus vicinali, Eucalyptus woodwardii, Gleditsia triacanthos, Grevillea robusta, Jatropha integerrima, Juglans cali fornica, Juglans hindi, Lagunaria patersonii, Larix decidua, Laurus 'Saratoga', Leptospermum rotundifolium, Leucadendron argenteum, Leucadendron hybrida, Lithocarpus densiflorus, Lyonothamnus floribundus, Melaleuca lanceolata, Melaleuca linariifolia, Melaleuca nesophila, Melaleuca raphiophylla, Melaleuca squamea, Melaleuca styphelioides, Melaleuca thymifolia, Melia azedarach, Olea europaea, Olneya tesota, Parkinsonia aculeata, Parkinsonia florida, Phoenix canariensis, Phoenix dactylifera, Pinus attenuata, Pinus brutia, Pinus canariensis, Pinus coulteri, Pinus edulis, Pinus halepensis, Pinus jeffreyi, Pinus monophylla, Pinus montezumae, Pinus pinea, Pinus ponderosa, Pinus sabiniana, Pinus torreyana, Pistacia chinensis, Pistacia vera, Pithecellobium flexicaule, Pithecellobium pallens, Prosopis alba, Prosopis glandulosa, Prosopis glandulosa, Prosopis juliflora, Prosopis pubescens, Prosopis velutina, Pseudobomax ellipticum, Quercus agrifolia, Quercus chrysolepis, Quercus engelmannii, Quercus ilex, Quercus lobata, Quercus muhlenbergii, Quercus suber, Quercus tomentella, Quercus wislizeni, Quillaja saponaria, Radermachera sinica, Rhus lancea, Rhus lanceolata, Rhus typhina, Robinia pseudoacacia, Robinia X ambigua, Schinus polygamous, Sophora secundiflora, Sorbus hupehensis, Tagetes lemmoni, Ziziphus obtusifolia

Alberi con consumo idrico medio (Kc = 0.4-0.6)

Abies spp., Acacia berlandieri, Acacia cognata, Acacia pendula, Acer buergerianum, Acer campestre, Acer circinatum, Acer grisou, Acer macrophyllum, Acer negundo, Acer oblongum, Acer paxii, Acer saccharinum, Acer saccharum, Acer tataricum, Acer truncatum, Acer X freemanii, Aesculus pavia, Aesculus X carnea, Afrocarpus gracilior, Agathis australis, Agathis robusta, Agonis flexuosa, Albizia julibrissin, Alectryon excelsus, Allocasuarina verticillata, Alnus cordata, Angophora cordifolia, Annona cherimola, Araucaria araucana, Araucaria bidwillii, Araucaria heterophylla, Arbutus marina, Archontophoenix cunninghamiana,



Azadirachta indica, Bauhinia forficata, Bauhinia variegata, Bauhinia X blakeana, Bischofia javanica, Brachychiton acerifolius, Brachychiton discolor, Brachychiton rupestris, Brachychiton x hybridus, Brahea brandegeei, Calocedrus decurrens, Calodendrum capense, Carpinus betulus, Carya illinoensis, Casimiroa edulis, Cassia leptophylla, Castanospermum australe, Catalpa speciosa, Cedrus atlantica, Cedrus deodora, Cedrus libani, Celtis australis, Celtis occidentalis, Celtis sinesi, Cercidiphyllum japonicum, Cercidium 'Sonorae', Cercis canadensis, Chimonobambusa quadrangularis, Chionanthus retusus, Chorisia insignis, Chorisia speciosa, Cinnamomum camphora, Cordyline australis, Cornus alba, Cornus capitata, Cornus 'Eddie's, Cornus kousa, Cornus nuttallii, Corylopsis spicata, Crataegus spp., Crinodendron patagua, Cupaniopsis anacardioides, Cupressus macrocarpa, Cupressus sempervirens, Cussonia pani culata, Dalbergia sissoo, Dendriopoterium menendezii, Diospyros kaki, Dombeya cacuminum, Drimys lanceolatarimys winteri, Elaeocarpus decipiens, Eryobotrya deflexa, Eryobotrya japonica, Erythrina humeana, Eucalyptus citriodora, Eucalyptus deglupta, Eucalyptus erythrocorys, Eucalyptus ficifolia, Eucalyptus maculata, Eucalyptus nicholii, Eucalyptus pulverulenta, Eucryphia lucida, Eucryphia X intermedia, Euphorbia cotinifolia, Ficus auriculata, Ficus barteri, Ficus carica, Ficus florida, Ficus macrophylla, Ficus micro carpa, Ficus rubiginosa, Franklinia alatamaha, Fraxinus americana, Fraxinus griffithi, Fraxinus latifolia, Fraxinus moraine, Fraxinus oxycarpa, Fraxinus pennsylvanica 'Marshal', Fraxinus uhdei, Fraxinus velutina, Fraxinus velutina, Geijera parvi flora, Ginkgo biloba, Harpephyllum caffrum, Harpullia arborea, Hymenosporum flavum, Jacaranda mimosifolia, Jubaea chilensis, Juglans major, Juglans nigra, Juglans regia, Juniperus scopulorum 'Tolleson', Juniperus spp., Koelreuteria bipinnata, Koelreuteria elegans, Koelreuteria paniculata, Laburnum X watereri, Leucadendron alpini, Ligustrum lucidum, Liquidambar styraciflua, Lithocarpus edulis, Livistona australis, Livistona chinensis, Lophostemon confertus, Macadamia spp., Magnolia grandiflora, Magnolia hybrida, Magnolia stellata, Magnolia X soulangiana, Magnolia X veitchii, Malus ibrido, Malus spp.(commestibile), Markhamia lutea, Maytenus boaria, Melaleuca viridiflora, Meryta sinclairii, Metrosideros excelsa, Michelia champaca, Michelia doltsopa, Michelia X foggi, Morus alba, Nageia nagi, Neodypsis decaryi, Nyssa sylvatica, Olmediella betschleriana, Oxydendrum arboreum, Pachycormis discolor, Pachypodium lamerei, Paulownia kawakamii, Paulownia tomentosa, Persea americana, Phoenix reclinata, Phoenix roebelenii, Phoenix rupicola, Picea abies, Picea glauca, Picea mariana, Picea omorika, Picea pungens, Pinus contorta, Pinus densiflora, Pinus flebili, Pinus muricata, Pinus nigra, Pinus parvi flora, Pinus patula, Pinus pinaster, Pinus radiata, Pinus roxburghii, Pinus strobus, Pinus sylvestris, Pinus thumbergii, Pinus X attenuradiata, Pisonia umbellifera, Pittosporum phillyraeoides, Platanus occidentalis, Platanus racemosa, Platanus X acerifolia, Podocarpus henkelii, Podocarpus latifolius, Podocarpus macrophyllus, Podocarpus totara, Populus alba, Populus balsami fera, Populus fremontii, Populus nigra, Populus trichocarpa, Prunus sargentii, Prunus spp., Punica granatum, Pyrus calleryana, Pyrus communis, Pyrus kawakamii, Quercus coccinea, Quercus kelloggii, Quercus palustris, Quercus robur, Quercus rubra, Quercus shumardii, Quercus texana, Quercus virginiana, Ravanea rivularis, Rhamphiolepis majestic, Sabal spp., Sapium sebiferum, Schinus molle, Schinus terebinthefolius, Schotia latifolia, Sciadopitys verticillata, Sequoiadendron giganteum, Sophora japonica, Sorbus aucuparia, Sparmannia africana, Spathodea campanulata, Stenocarpus sinuatus, Strelitzia nicolai, Styraax japonicum, Syagrus romanzoffiana, Tabebuia impetiginosa, Taxodium distichum, Taxodium mucronatum, Taxus baccata, Tecoma X smithii, Thevetia peruviana, Thevetia thevetioides, Tilia americana, Tilia cordata, Tipuana spp., Toona sinesi, Trachycarpus fortunei, Trachycarpus takil, Tristaniopsis laurina, Ulmus americana, Ulmus parvifolia, Ulmus pumila, Umbellularia cali fornica, Villebrunea pedunculata, Vitex agnus-castus, Washingtonia filifera, Washingtonia robusta, Zelkova serrata, Ziziphus jujuba

Alberi con consumo idrico alto (Kc = 0.7-0.9)

Acer palmatum, Acer platanoides, Acer rubrum, Alnus glutinosa, Alnus oregona, Alnus rhombifolia, Betula

fontinalis, *Betula nigra*, *Betula pendula*, *Betula platyphyla japonica*, *Betula utilis*, *Caryota mitis*, *Cornus florida*, *Corynocarpus laevigata*, *Fagus sylvatica*, *Gordonia arillari*, *Gordonia lasianthus*, *Liriodendron tulipifera*, *Metasequoia glyptostroboides*, *Platanus wrightii*, *Populus 'Mohavensis'*, *Populus X canadensis*, *Schefflera pueckleri*, *Sequoia sempervirens*, *Tsuga canadensis*.

Arbusti con consumo idrico molto basso (Kc = 0.1)

Adenostoma fasciculatum, *Adenostoma sparsifolium*, *Arctostaphylos diversiloba*, *Atriplex spp.*, *Bougainvillea spp.*, *Calliandra californica*, *Calliandra eriophylla*, *Cercocarpus betuloides*, *Cercocarpus minutiflorus*, *Chrysothamnus nauseosus*, *Cleome isomeris*, *Euphorbia rigida*, *Fallugia paradoxa*, *Isocoma spp.*, *Lupinus excubitus*, *Quercus berberidifolia*, *Quercus dumosa*, *Simmondsia chinensis*, *Spartium junceum*.

Arbusti con consumo idrico basso (Kc = 0.1-0.3)

Abutilon palmeri, *Acacia abyssinica*, *Acacia glaucoptera*, *Acacia podalyriifolia*, *Acacia vestita*, *Adenanthos drummondii*, *Aeonium spp.*, *Agave spp.*, *Aloe spp.*, *Aloysia machrostachya*, *Aloysia triphylla*, *Alyogyne hakeifolia*, *Alyogyne huegelii*, *Ambrosia deltoidea*, *Ambrosia dumosa*, *Anisacanthus spp.*, *Arbutus unedo*, *Arctostaphylos cultivars*, *Arctostaphylos spp.*, *Baccharis pilularis*, *Baccharis sarothroides*, *Banksia praemorsa*, *Buddleja marrubiifolia*, *Caesalpinea cacalaco*, *Caesalpinea gilliesii*, *Caesalpinea mexicana*, *Callistemon citrinus*, *Callistemon pinifolius*, *Callistemon subulatus*, *Calocephalus brownii*, *Calostemma purpureum*, *Calycanthus floridus*, *Carnegiea gigantea*, *Cassia eremophila*, *Cassia wizlizeni*, *Cephalocereus spp.*, *Cereus peruvianus*, *Cneoridium dumosum*, *Convolvulus cneorum*, *Cordia boissieri*, *Cordia parvifolia*, *Cordyline indivisa*, *Correa spp.*, *Cortaderia sellowana*, *Corylus cornuta*, *Corylus maxima*, *Cotinus coggygria*, *Cotinus obvatus*, *Cotyledon spp.*, *Coursetia arillari*, *Cowania mexicana*, *Crassula spp.*, *Dalea bicolor*, *Dasyliion spp.*, *Dendromecon spp.*, *Dodonaea viscosa*, *Dodonaea viscosa 'Purpurea'*, *Doryanthes palmeri*, *Dorycnium hirsutum*, *Drepanostachyum falcatum*, *Echinocactus spp.*, *Edraianthus graminifolius*, *Elaeagnus angustifolia*, *Elaeagnus pungens*, *Elaeagnus X ebbene*, *Encelia farinosa*, *Eremophila maculata*, *Eremophila racemosa*, *Ericameria laricifolia*, *Eriogonum spp.*, *Erythrina crista-galli*, *Espositoa lantana*, *Euphorbia lambii*, *Euphorbia pulcherrima*, *Euphorbia tirucalli*, *Euryops pectinatus*, *Ferocactus spp.*, *Forestiera neomexicana*, *Fouquieria splendens*, *Fremontodendron spp.*, *Furcraea spp.*, *Garrya elliptica*, *Garrya flavescens*, *Garrya fremontii*, *Gaultheria mucronata*, *Graptopetalum spp.*, *Grevillea spp.*, *Gutierrezia sarothrae*, *Hakea laurina*, *Hakea suaveolens*, *Halimium lasianthum*, *Halmiocistus X wintonensis*, *Hamelia patens*, *Helianthemum appenium*, *Hesperaloe funifera*, *Hesperaloe parvi flora*, *Hesperantha spp.*, *Heteromeles arbutifolia*, *Jasminum nudiflorum*, *Jasminum parkeri*, *Justicia spicigera*, *Lambertia intermis*, *Lantana camara*, *Laurus nobilis*, *Lavandula spp.*, *Lavatera assurgenti flora*, *Lechenaultia formosa*, *Leonotis leonurus*, *Leptospermum laevigatum*, *Leptospermum polygalifolium*, *Leucophyllum spp.*, *Leucospermum cordifolium*, *Leucothoe fontanesiana*, *Lonicera hispidula*, *Lonicera subspicata*, *Luculia pinceana*, *Lupinus albifrons*, *Lycium exertum*, *Lycium fremontii*, *Lysiloma microphylla*, *Mahonia nevinii*, *Maireana sedlii*, *Malacothamnus fasciculatus*, *Malacothamnus fremontii*, *Malosma laurina*, *Melaleuca wilsonii*, *Mimulus spp.*, *Myoporum parvifolium*, *Myrica cali fornica*, *Myrica rubra*, *Myrsine africana*, *Nerium oleander*, *Nolina recurvata*, *Nolina spp.*, *Opuntia spp.*, *Phlomis cashmeriana*, *Phlomis fruticosa*, *Phlomis italica*, *Phlomis tuberosa*, *Pinus mugo*, *Plumeria rubra*, *Prostanthera rotundifolia*, *Prunus ilicifolia*, *Prunus lusitanica*, *Prunus lyonii*, *Psilostrophe tagetina*, *Psorothamnus spinosa*, *Rhamnus californicus*, *Rhamnus croceus*, *Rhamnus croceus*, *Rhus integrifolia*, *Rhus lentii*, *Rhus ovata*, *Rhus trilobata*, *Rhus virens*, *Rhynchelytrum neriglume*, *Ribes aureum*, *Ribes indecorum*, *Ribes malvaceum*, *Ribes sanguineum*, *Ribes speciosum*, *Rosa cali fornica*, *Ruellia cali fornica*, *Salvia apiana*, *Salvia argentea*, *Salvia clevelandii*, *Salvia greggii*, *Salvia involucrata*, *Salvia leucantha*, *Salvia leucophylla*, *Salvia mellifera*, *Salvia microphylla*, *Salvia munzii*, *Sambucus spp.*, *Senecio flaccidus*,



Senna artemesioides, Senna bicapsularis, Senna didymobotrya, Senna multiglandulosa, Senna odorata, Senna phyllodenia, Senna polyantha, Senna spectabilis, Senna splendida, Senna sturtii, Shepherdia argentea, Styx officinale, Swainsonia galegifolia, Symphoricarpus albus, Symphoricarpus mollis, Tanacetum coccinium, Tecoma stans, Teucrium fruticans, Teucrium marum, Teucrium scorodonia, Trichostema lanatum, Ungnadia speciosa, Viburnum X pragense, Viguiera laciniata, Westringia fruticosa, Westringia longifolia, Westringia raleighi, Westringia Wynyabbie Gem, Yucca spp..

Arbusti con consumo idrico medio (Kc = 0.4-0.6)

Abelia chinensis, Abelia floribunda, Abelia sherwoodii, Agapetes Ludgvan, Agapetes serpens, Amorpha fruticosa, Anisodonte scabrosa, Anisodonte X hypomadarum, Arenga engleri, Athanasia acerosa, Aucuba japonica, Azaliadendron hardjizer, Azara dentata, Azara integrifolia, Azara microphylla, Bambusa spp., Banksia integrifolia, Banksia speciosa, Barleria obtusa, Bauhinia alpini, Boronia spp., Brugmansia spp., Buddleja alternifolia, Buddleja davidii, Buxus microphylla, Buxus sempervirens, Caesalpine pulcherrima, Calliandra haematocephala, Calliandra tweedii, Callicarpa bodinieri, Callicarpa dichotoma, Callicarpa japonica, Callistemon salignus, Callistemon speciosus, Callistemon vicinali, Calluna vulgaris, Calothamnus quadrifidus, Calycanthus occidentalis, Camellia japonica, Camellia sasanqua, Cantua buxifolia, Capparis spinosa, Carissa spp., Carpenteria cali fornicata, Caryopteris incana, Caryopteris X clandonensis, Caryota urens, Ceratostigma abyssinicum, Ceratostigma griffithii, Ceratostigma willmottianum, Cercis chinensis, Cercis siliquastrum, Cestrum elegans, Cestrum fasciculatum, Cestrum nocturnum, Chaenomeles spp. Chamaecyparis spp., Chamaerops humilis, Chamelaucium uncinatum, Chimonanthus praecox, Chimonobambusa marmorea, Choisya ternata, Citrus spp., Clematis integrifolia, Clerodendrum trichotomun, Clerodendrum ugandense, Clethra alnifolia, Cleyera japonica, Clianthus puniceus, Cocculus laurifolius, Coleonema album, Coleonema pulchrum, Coprosma petriei, Coprosma repens, Cordyline stricta, Cordyline terminalis, Corokia cotone aster, Corokia X virgata, Corylus avelleana contorta, Cotoneaster spp., Crotalaria agatiflora, Cuphea micropetela, Cycas revoluta, Cytisus spp., Daboecia cantabrica, Dahlia imperialis, Dalea frutescens, Dalea lutea, Dalea pulchra, Dalea versicolor, Daphne caucasica, Daphne odora, Daphne X burkwoodii, Deutzia spp., Dioon spp., Dombeya spp., Drepanostachyum hookerianum, Duranta erecta, Duranta stenostachya, Epacris gunii, Eremophila glabra, Escallonia spp., Euonymus alatus, Euonymus japonicus, Euonymus kiautschovicus, Euphorbia milii, Euryops pectinatus, Fabiana imbricana, Fatsia japonica, Felicia amelloides, Felicia fruticosa, Ficus benjamina, Ficus elastica, Forsythia X intermedia, Fothergilla gardenii, Galvesia juncea, Galvesia speciosa, Gardenia spp., Gaultheria shallon, Genista spp., Grewia occidentalis, Griselinia littoralis, Griselinia lucida, Hamamelis virginiana, Hebe spp., Hibbertia cunififormis, Hibbertia vestita, Hibiscus mutabilis, Hibiscus rosa-sinensis, Hibiscus syriacus, Holodiscus discolor, Howea forsterana, Hydrangea pani culata, Hydrangea serrata, Hymenoclea monogyra, Hypericum bearii, Hypericum empetrifolium, Hypericum frondosum, Hypericum 'Hidecote', Hypericum olympicum, Hypericum 'Rowallane', Hypericum X inodorum, Hypoestes aristata, Ilex aquifolium, Ilex cornuta, Ilex crenata, Ilex dimorphophilla, Ilex vomitoria, Ilex X altaclarensis, Ilex X meserveae, Iochroma cyanea, Iochroma fuchsoides, Itea ilicifolia, Ixora coccinia, Jasminum angulare, Jasminum azoricum, Jasminum floridum, Jasminum humile, Jasminum mesnyi, Jasminum nitidum, Jasminum officinale, Jasminum sambac, Justicia brandegeana, Justicia cali fornicata, Justicia candidans, Justicia sonorea, Kerria japonica, Kolkwitzia amabili, Kunzea spp., Lagerstroemia indica, Lagerstroemia spp., Lavatera hybrida, Lavatera maritima, Lepechinia hastata, Leptospermum petersonii, Leptospermum scoparmi, Ligustrum japonicum, Ligustrum ovalifolium, Ligustrum X vicaryi, Lobelia laxiflora, Lobostemon fruticosus, Lonicera nitida, Loropetalum chinense, Luma apiculata, Lupinus arboreus, Lycianthus rantonnetii, Lysiloma candida, Mackaya bella, Magnolia sieboldiim, Magnolia X loebneri, Mahonia aquifolium, Mahonia bealei, Mahonia fortunei,

Mahonia Golden abundance, *Mahonia lomariifolia*, *Mahonia nervosa*, *Mahonia pinnata*, *Malvaviscus arboreus*, *Mandevilla splendens*, *Melaleuca armillaris*, *Melaleuca decussata*, *Melaleuca elliptica*, *Melaleuca fulgens*, *Melaleuca huegelii*, *Melaleuca incana*, *Melianthus major*, *Michelia figo*, *Montanoa grandiflora*, *Murraya pani culata*, *Myoporum laetum*, *Myoporum x pacificum*, *Myrica pennsylvanica*, *Myrtus communis*, *Nandina domestica*, *Ochna serrulata*, *Odontonema strictum*, *Osmanthus spp.*, *Otatea acuminata*, *Ozothamnus rosemarinifolius*, *Pavonia praemorsa*, *Perityle incana*, *Perovskia spp.*, *Philadelphus lewisii*, *Philadelphus mexicanus*, *Philadelphus X virginalis*, *Philodendron bipinnatifidum*, *Phormium hybrids*, *Phormium tenax*, *Photinia serratifolia*, *Photinia X fraseri*, *Phygelius X rectus*, *Phyllostachys spp.*, *Pieris formosa*, *Pieris japonica*, *Pimelea ferruginia*, *Pimelea prostrata*, *Pistacia lentiscus*, *Pittosporum crassifolium*, *Pittosporum eugenioides*, *Pittosporum rhombifolium*, *Pittosporum tenuifolium*, *Pittosporum tobira*, *Platyclusus orientalis*, *Plecostachys serpyllifolia*, *Plumbago auriculata*, *Plumbago scandens*, *Podocarpus nivalis*, *Polygala spp.*, *Potentilla fruticosa*, *Prunus caroliniana*, *Prunus lauroceracus*, *Pseudopanax lessonii*, *Pseudosasa japonica*, *Psidium guajava*, *Psidium littorale*, *Psoralea pinnata*, *Punica granatum*, *Rhamnus alaternus*, *Rhaphiolepis indica*, *Rhaphiolepis umbellata*, *Rhapis excelsa*, *Rhopalostylis baueri*, *Ribes thacherianum*, *Rosa hybrida*, *Rosa minutifolia*, *Rosa rugosa*, *Rosa woodsii*, *Rosmarinus officinalis*, *Rubus lineatus*, *Rubus pentalobus*, *Rubus ursinus*, *Ruellia macrantha*, *Ruellia peninsularis*, *Ruellia X brittoniana*, *Salvia confertiflora*, *Salvia elegans*, *Salvia fulgens*, *Salvia gesneriflora*, *Salvia iordantha*, *Salvia karwinskii*, *Salvia mexicana*, *Salvia muelleri*, *Salvia officinalis*, *Salvia penstemonoides*, *Salvia regla*, *Salvia spathacea*, *Sarcococca confusa*, *Sarcococca hookerana humilis*, *Sarcococca ruscifolia*, *Sasa spp.*, *Schefflera elegantissima*, *Schlefflera actinophylla*, *Serissa foetida*, *Sinarundinaria nitida*, *Skimmia reevesiana*, *Solanum crispum*, *Spiraea spp.*, *Strelitzia reginae*, *Streptosolen jamesonii*, *Styrax officinale*, *Symphoricarpus orbiculatus*, *Symphyandra spp.*, *Syringa patula*, *Syringa vulgaris*, *Syringa X chinensis*, *Syringa X hyacinthiflora*, *Syringa X persica*, *Syzygium paniculatum*, *Syzygium smithii*, *Tabebuia chrysotricha*, *Taxus cuspidata*, *Taxus meyeri*, *Taxus X media*, *Tecoma Orange Jubilee*, *Tephrosia grandiflora*, *Ternstroemia gymnanthera*, *Tetraneuris acaulis*, *Thuja occidentalis*, *Tiarella wherryi*, *Tibuchina heteromalla*, *Trixis cali fornicata*, *Ugni molinae*, *Vaccinium moupinense*, *Vaccinium ovatum*, *Vaccinium parvifolium*, *Vaccinium vitis-idaea*, *Vauquelinia cali fornicata*, *Viburnum Anne Russel'*, *Viburnum awabuki*, *Viburnum carlesii*, *Viburnum davidii*, *Viburnum japonicum*, *Viburnum 'Mohawk'*, *Viburnum odoratissimum*, *Viburnum opulus*, *Viburnum plicatum*, *Viburnum rhytidophyllum*, *Viburnum setigerum*, *Viburnum suspensum*, *Viburnum tinus*, *Viburnum trilobum*, *Viburnum X bodnantense*, *Viburnum X burkwoodii*, *Viburnum X rhytidophylloides*, *Viguiera deltoidea*, *Weigela coraeensis*, *Weigela florida*, *Westringia glabra*, *Xylococcus bicolor*, *Xylosma congestum*, *Zamia pumila*.

Arbusti con consumo idrico alto (Kc = 0.7-0.9)

Abutilon X hybridum, *Andromeda polifolia*, *Breynia nivosa*, *Brunfelsia pauciflora*, *Chamaedorea spp.*, *Cornus stolonifera*, *Cryptomeria japonica*, *Dicksonia antartica*, *Enkianthus campanulatus*, *Ensete ventricosum*, *Gamolepis chrysanthemumoides*, *Hibbertia aspera*, *Hydrangea anomala*, *Hydrangea arborescens*, *Hydrangea aspera*, *Hydrangea macrophylla*, *Hydrangea quercifolia*, *Impatiens uguensis*, *Indigofera decora (incanata)*, *Isopogon formosus*, *Justicia aurea*, *Justicia carnea*, *Lobelia ricardii*, *Metrosideros collinia*, *Rhododendron spp.*, *Rhopalostylis sapida*, *Salix spp.*, *Schefflera arboricola*, *Skimmia japonica*, *Tibuchina urvilleana*.

Rampicanti con consumo idrico molto basso (Kc = 0.1)

Clematis pauciflora, *Parthenocissus henryana*.

Rampicanti con consumo idrico basso (Kc = 0.1-0.3)

Antigonon leptopus, *Araujia serici fera*, *Berberidopsis corallina*, *Cissus trifoliata*, *Clematis lasiantha*, *Clematis ligusticifolia*, *Macfadyena unguis-cati*, *Polygonum aubertii*, *Solanum xantii*.

Rampicanti con consumo idrico medio (Kc = 0.4-0.6)

Akebia quinata, *Allamanda catartica*, *Ampelopsis brevipedunculata*, *Anemopaegma chamberlaynii*, *Aristolochia cali fornica*, *Aristolochia durior*, *Aristolochia elegans*, *Asarina antirrini flora*, *Asarina barclaiana*, *Asarina erubescens*, *Bauhinia corymbosa*, *Bignonia capreolata*, *Campsis spp.*, *Cestrum auranticum*, *Cissus antarctica*, *Cissus rhombifolia*, *Clematis armandii*, *Clematis hybrida*, *Clytostoma callistigioides*, *Cobaea scandens*, *Combretum fruticosum*, *Distictis buccinatoria*, *Euonymus fortune*, *Ficus pumila*, *Gelsemium rankinii*, *Gelsemium sempervirens*, *Hardenbergia comptoniana*, *Hardenbergia violacea*, *Hedera canariensis*, *Hedera helix*, *Hedera nepalensis*, *Hibbertia scandens*, *Ipomea indica*, *Jasminum leratii*, *Jasminum polyanthum*, *Jasminum X stephanense*, *Labab purpureus*, *Lonicera confusa*, *Lonicera hildebrandiana*, *Lonicera japonica*, *Lonicera periclymenum*, *Lonicera sempervirens*, *Lonicera tatarica*, *Mandevilla spp.*, *Mandevilla laxa*, *Mascagnia lilacina*, *Mascagnia macroptera*, *Merremia aurea*, *Merremia quinquefolia*, *Milletia reticulata*, *Milletia taiwanensis*, *Pandorea jasminoides*, *Pandorea pandorana*, *Passiflora spp.*, *Petrea volubilis*, *Pithecoctenium crucigerum*, *Podranea ricasoliana*, *Pseudogynoxys chenopodiodes*, *Pyrostegia venusta*, *Rhoicissus capensis*, *Rosa banksiae*, *Rosa hybrida*, *Solandra maxima*, *Solanum jasminoides*, *Solanum wendlandii*, *Stephanotis floribunda*, *Stigmaphyllon ciliatum*, *Tecomathe speciosa*, *Tecomaria capensis*, *Tetrapanax papyrifer*, *Thunbergia alata*, *Thunbergia battiscombei*, *Thunbergia grandiflora*, *Thunbergia gregorii*, *Thunbergia mysorensis*, *Trachelospermum asiaticum*, *Vigna caracalla*, *Vitis cali fornica*, *Vitis girdiana*, *Vitis labrusca*, *Vitis vinifera*, *Wisteria spp.*

Rampicanti con consumo idrico alto (Kc = 0.7-0.9)

Actinidia arguta, *Actinidia deliciosa*, *Beaumontia grandiflora*, *Fatshedera X lizei*, *Sollya parvifolia*

Specie perenni (incluse felci, erbe e bulbose) con consumo idrico molto basso (Kc = 0.1)

Athyrium nipponicum, *Centaurea rupestris*, *Cheilanthes lanosa*, *Darmera peltata*, *Eriophyllum confertiflorum*, *Lupinus sparsiflorus*, *Nassella lepida*, *Nassella pulchra*, *Nassella tenuissima*, *Nauplius sericeus*, *Ranunculus californicus*, *Scilla mughi*, *Sinningia tubiflora*, *Sisyrinchium convolutum*, *Teucrium hyrcanicum*.

Specie perenni (incluse felci, erbe e bulbose) con consumo idrico basso (Kc = 0.1-0.3)

Achillea clavennae, *Achillea filipendulina*, *Achillea millefolium*, *Achillea X kellerii*, *Adenophora liliifolia*, *Alyssum montanum*, *Amaryllis belladonna*, *Anigozanthos flavidus*, *Anigozanthos viridis*, *Aristea major*, *Asclepias spp.*, *Asphodeline taurica*, *Babiana stricta*, *Baileya multi radiata*, *Ballota pseudodictamnus*, *Baptista australis*, *Blechnum penna-marina*, *Bothriochloa barbinooides*, *Bouteloua curtispindula*, *Bouteloua gracilis*, *Brodiaea spp.*, *Bulbine frutescens*, *Calyophus drummondii*, *Centranthus ruber*, *Chasmanthe aethiopica*, *Convolvulus sabatius*, *Coreopsis auriculata 'Nana'*, *Coreopsis gigantea*, *Coreopsis lanceolata*, *Coreopsis maritima*, *Coreopsis verticillata*, *Corethrogyne californica*, *Crocrosmia hybrids*, *Dudleya spp.*, *Dyckia spp.*, *Echinopsis spp.*, *Elymus spp.*, *Erianthus ravennae*, *Erigeron speciosus*, *Eriophyllum lanatum*, *Erodium corsicum*, *Eryngium variifolium*, *Erysimum helveticum*, *Erysimum hyeraciifolium*, *Erysimum 'Jubilee'*, *Erysimum linifolium*, *Erysimum menziesii*, *Erysimum pulchellum*, *Erysimum suffrutescens*, *Erysimum 'Wenlock'*, *Eschscholzia cali fornica*, *Eucomis bicolor*, *Euphorbia characias*, *Euphorbia cyparissias*, *Euphorbia myrsinites*, *Euphorbia polychroma*, *Festuca idahoensis*, *Festuca tenuifolia*, *Galtonia candicans*, *Gasteria spp.*,

Gladiolus spp., *Globularia cordifolia*, *Globularia X indubia*, *Goniolimon incanum*, *Grindelia camporum*, *Haworthia spp.*, *Helenium hoopesii*, *Helianthemum nummularium*, *Helianthus maximiliani*, *Ipeion uniflorum*, *Ipomopsis rubra*, *Juniperus cali fornica*, *Kalanchoe spp.*, *Kirengeshoma koreana*, *Kniphofia triangularis*, *Kniphofia uvaria*, *Larrea tridentata*, *Lewisia hybrids*, *Limonium commune*, *Linaria supina*, *Lotus scoparsi*, *Lychnis coronaria*, *Melampodium leucanthum*, *Mirabilis multiflora*, *Muscari macrocarpum*, *Narcissus spp.*, *Nassella cernua*, *Nerine spp.*, *Oenothera caespitosa*, *Oenothera fruiticosa*, *Oenothera pallida*, *Oenothera rosea*, *Origanum spp.*, *Ornithogalum thyrsoides*, *Panicum spp.*, *Pennisetum alopecuroides*, *Pennisetum orientale*, *Pennisetum setaceum*, *Pennisetum setaceum*, *Penstemon spp.*, *Phlomis caballeroi*, *Phlomis cretica*, *Phlomis lanata*, *Phlomis purpurea*, *Poliomintha longiflora*, *Polyanthes tuberosa*, *Polypodium (subtropical spp.)*, *Portulacaria afra*, *Puya spp.*, *Pyrethropsis hosmariense*, *Pyrrosia spp.*, *Ranunculus cortusaefolius*, *Ranunculus repens*, *Rodgersia aesculifolia*, *Rodgersia pinnata*, *Romneya coulteri*, *Rosemarinus prostratus*, *Salvia azurea*, *Salvia californica*, *Salvia chamaedryoides*, *Salvia chiapensis*, *Salvia dorrii*, *Salvia madrensis*, *Salvia roemeriana*, *Salvia thymoides*, *Santolina spp.*, *Satureja chandleri*, *Satureja mexicana*, *Sempervivum spp.*, *Senecio cineraria*, *Sisyrinchium bellum*, *Sphaeralcea spp.*, *Sporobolus airoides*, *Sprekelia formosissima*, *Stachys albo tomentosa*, *Stenocereus thurberi*, *Stipa cernua*, *Stipa gigantea*, *Stipa lepida*, *Stipa pulchra*, *Stipa stipa*, *Stipa tenuissima*, *Sutera spp.*, *Talinium calcynium*, *Tamarix spp.*, *Tanacetum haradjanii tansy L.*, *Thalictrum aquilegifolium*, *Thalictrum fendleri*, *Tricyrtis hirta*, *Tritelia laxa*, *Urginea maritima*, *Verbascum phoeniceum*, *Wachendorfia thrysiflora*, *Wahlenbergia gloriosa*, *Xanthorrhoea spp.*, *Xerophyllum tenax*, *Zaluzianskya katherinae*

Specie Perenni (incluse felci, erbe e bulbose) con consumo idrico medio (Kc = 0.4-0.6)

Acanthus mollis, *Achillea ageratifolia*, *Aethionema armenium*, *Agapanthus africanus*, *Agapanthus campanulatus*, *Agapanthus inapertus*, *Agapanthus praecox*, *Agastache aurantica*, *Agastache cana*, *Agastache coccinea*, *Agastache rugosa*, *Allium spp.*, *Alonsoa warscewiczii*, *Alopecurus pratensis*, *Alstroemeria spp.*, *Androsace lanuginosa*, *Anemone sylvestris*, *Anemone X hybrida*, *Angelonia angustifolia*, *Antennaria rosea*, *Anthoxanthum odoratum*, *Aquilegia spp.*, *Arabis spp.*, *Arctotis hybrids*, *Arenaria montana*, *Argyranthemum frutescens*, *Aristea ecklonii*, *Armeria caespitosa*, *Armeria setacea*, *Arnica montana*, *Arrhenatherum bulbosum*, *Arthropodium cirrhatum*, *Arum italicum*, *Arundinaria gigantea*, *Arundo donax*, *Asclepias tuberosa*, *Asparagus spp.*, *Aspidistra elatior*, *Asplenium nidus*, *Asplenium scolopendrium*, *Astelia nervosa*, *Astelia nivicola*, *Aster spp.*, *Asteriscus maritimus*, *Astrantia major*, *Aubrieta deltoidea*, *Aurinia saxatilis*, *Begonia fuchoides*, *Begonia grandis*, *Begonia 'Richmondensis'*, *Begonia semperflorens*, *Bellis perenis*, *Berlandiera lyrata*, *Bidens triplinervia*, *Billbergia spp.*, *Blechnum spicant*, *Bletilla striata*, *Brachycome spp.*, *Brachyglottis greyi*, *Briza media*, *Calamagrostis spp.*, *Calamintha spp.*, *Calceolaria spp.*, *Camissonia cherianthifolia*, *Campanula spp.*, *Canna spp.*, *Carex spp.*, *Catananche caerulea*, *Catharanthus roseus*, *Centaurea cineraria*, *Centaurea dealbata*, *Centaurea gymnocarpa*, *Centratherum punctatum*, *Chaenorhinium glareosum*, *Chasmanthium latifolium*, *Chondropetalum tectorum*, *Clerodendrum bungei*, *Clivia miniata*, *Colchicum agrippium*, *Cosmos atosanguineus*, *Craspedia globosa*, *Crinum spp.*, *Cuphea hyssophyla*, *Cuphea ignea*, *Cyclamen hederifolium*, *Cyclamen persicum*, *Cyrtanthus brachyscyphus*, *Cyrtanthus purpureus*, *Cyrtomium falcatum*, *Dalechampia dioscorifolia*, *Dampiera trigona*, *Delphinium spp.*, *Deschampsia caespitosa*, *Dianella intermedia*, *Dianella tasmanica*, *Dianthus spp.*, *Diascia spp.*, *Dicentra spp.*, *Dichelostemma capitatum*, *Dichroa febrifuga*, *Dicliptera suberecta*, *Dictamnus spp.*, *Dierama spp.*, *Dietes bicolor*, *Dietes iridioides*, *Digitalis lutea*, *Digitalis X mertonensis*, *Doronicum orientale*, *Dryopteris arguta*, *Dryopteris dilatata*, *Dryopteris erythrosora*, *Dryopteris felix-mas*, *Dyssodia pentachaeta*, *Echinacea spp.*, *Echinops exaltus*, *Encelia cali fornica*, *Epilobium spp.(Zauchneria)*, *Erigeron divergens*, *Erigeron formosissimus*, *Erigeron glaucus*, *Erigeron karvinskianus*, *Erodium reichardii*, *Erysimum 'Bowles Erysimum*

cheiri, Eupatorium spp., Evolvulus pilosus, Festuca cali fornicata, Festuca cinerea, Festuca glauca, Festuca muelleri, Francoa ramosa, Francoa sonchifolia, Gaillardia grandiflora, Gaura lindheimeri, Gentiana scabra, Geranium spp., Gerbera jamesonii, Geum spp., Gladiolus hybrida, Goniolimon tataricum, Gypsophila cerastioides, Gypsophila paniculata, Gypsophila repens, Habranthus robustus, Habranthus tubispathus, Hakonechloa macra, Helenium bigelovii, Helichrysum bracteatum, Helichrysum petiolare, Helictotrichon sempervirens, Heliotropium arborescens, Helleborus spp., Hemerocallis spp., Heuchera maxima, Heuchera micrantha, Heuchera sanguinea, Hibanobambusa tranquillano, Hibiscus moscheutos, Hibiscus trionum, Hippeastrum spp., Homeria spp., Hosta spp., Houttuynia cordata, Hunnemannia fumarifolia, Hypericum kelleri, Hypericum X moserianum, Hyptis emoryi, Iberis sempervirens, Ilex integra, Imperata cylindrica 'Rubra', Iris spp., Isolepis cernua, Ixia spp., Juncus spp., Kirengeshoma palmata, Koeleria glauca, Lachenalia spp., Leontopodium alpinum, Leucanthemum X superbum, Leucojum aestivum, Lewisia cotyledon, Leymus spp., Liatris spicata, Libertia spp., Lilium (ibridi da giardino), Limonium perezii, Linaria purpurea, Linum spp., Liriope spp., Lithodora diffusa, Lobelia richmondensis, Lomandra longifolia, Lupinus spp., Luzula nivea, Luzula sylvatica, Lychnis alpina, Lychnis chalcedonica, Macleaya spp., Manfreda spp., Mentha spp., Microlepia strigosa, Milium effusum, Mirabilis californica, Mirabilis jalapa, Miscanthus sinesi, Miscanthus transmorrisonensis, Monarda didima, Monardella linoides, Monardella macrantha, Monardella odoratissima, Monardella villosa, Monochaetum volcanicum, Moraea spp., Morina longifolia, Muhlenbergia capillaris, Muhlenbergia dumosa, Muhlenbergia emersleyi, Muhlenbergia lindheimeri, Muhlenbergia pubescens, Muhlenbergia rigens, Myosotis scorpioides, Neomarica caerulea, Nepeta spp., Nephrolepis cordifolia, Nephrolepis exaltata, Nierembergia hippomanica, Omphalodes cappadocica, Onoclea sensibilis, Ophiopogon clarkii, Ophiopogon jaburan, Ophiopogon japonicus, Ophiopogon planiscapus, Orthosiphon labiatus, Orthrosanthus multiflorus, Otholobium fruiticans, Oxalis spp., Oxera pulchella, Paeonia spp., Panicum virgatum, Papaver orientale, Papaver pilosum, Parahebe spp., Pattersonia drummondii, Pelargonium cordifolium, Pelargonium domesticum, Pelargonium peltatum, Pelargonium tomentosum, Pelargonium X hortorum, Pellaea mucronata, Pellaea rotundifolia, Penstemon hybridus, Phalaris spp., Phlebodium aureum, Phlomis russe liana, Phlox spp., Phlox subulata, Physostegia virginiana, Pinellia ternata, Platycodon grandiflorus, Pleioblastus spp., Polemonium spp., Polygonatum odoratum, Polystichum californicum, Polystichum munitum, Protea spp., Prunella spp., Pseudosasa japonica, Pteris spp., Pulmonaria spp., Pulsatilla vulgaris, Ratibida columnifera, Rehmannia elata, Rhodohypoxis spp., Rhodophiala bifida, Rohdea japonica, Roscoea purpurea, Rudbeckia spp., Rumohra adiantiformis, Ruscus spp., Salvia blepharophylla, Salvia buehneri, Salvia cacaliaefolia, Salvia coahuilensis, Salvia coccinea, Salvia discolor, Salvia dorisiana, Salvia farinacea, Salvia glechomaefolia, Salvia koyamae, Salvia 'Maraschino', Salvia patens, Salvia pratensis, Salvia reptans, Salvia sinaloensis, Salvia sonomensis, Salvia uliginosa, Salvia verticillata, Salvia X superba, Saponaria ocymoides, Satureja douglasia, Scabiosa spp., Schizostylis coccinea, Scilla peruviana, Selliera radicans, Semiaquilegia ecalcarata, Semiarundinaria fastuosa, Sesleria spp., Setaria palmifolia, Shibatea kumasasa, Sidalcea spp., Sideritis syriaca, Silene spp., Sisyrinchium californicum, Sisyrinchium striatum, Stachys byzantina, Stenomesson variegatum, Stokesia laevis, Tagetes lucida, Tanacetum parthenium, Telopea speciosissima, Thalictrum coreanum, Thalictrum flavum, Thalictrum polycarpum, Thamnocalamus spathaceus, Thymus spp., Thysanolaena maxima, Todea barbara, Trachelium caeruleum, Tradescantia fluminensis, Tradescantia pallida, Tradescantia spp., Tritonia spp., Trollius spp., Tropaeolum majus, Tulbaghia fragrans, Tulbaghia violacea, Veltheimia bracteata, Verbascum bombiciferum, Verbena bonariensis, Verbena hybrida, Verbena rigida, Veronica spp., Veronicastrum virginicum, Viola adunca, Viola cornuta, Viola japonica, Viola sempervirens, Watsonia spp., Woodwardia fimbriata, Zantedeschia aethiopia, Zantedeschia spp., Zephyranthes spp., Zexmenia hispida, Zinnia grandiflora,

Specie perenni (incluse felci, erbe e bulbose) con consumo idrico alto (Kc = 0.7-0.9)

Aconitum napellus, Acorus gramineus, Adenophora bulleyana, Adiantum spp., Alocasia spp., Alpinia zerumbet, Anagallis monellii, Asplenium bulbiferum, Astilbe hybrids, Athyrium filix-femina, Baumea rubiginosa, Bergenia cordifolia, Bergenia crassifolia, Beschorneria yuccoides, Blechnum occidentale, Brunnera macrophylla, Cautleya spicata, Chusquea coronalis, Cibotium glaucum, Cotula lineariloba, Cotula spp., Cyathea cooperii, Cyperis spp., Cyperus albostriatus, Dahlia spp., Davallia trichomanoides, Dichorisandra thyrsifolia, Epidendrum spp., Equisetum spp., Farfugium japonicum, Fascicularia pitcairniifolia, Filipendula vulgaris, Fuchsia spp., Galium odoratum, Gunnera magellanica, Hedychium coccinium, Hedychium coronarium, Hedychium flavescens, Hedychium garnerianum, Hedychium greenei, Impatiens sodeni, Inula ensifolia, Iris spp., Lobelia 'Brightness', Lobelia fulgens, Maianthemum dilatatum, Matteuccia struthiopteris, Mimulus spp., Molinia caerulea, Musa spp., Osmunda cinnamomea, Osmunda regalis, Polypodium spp., Polystichum polyblepharum, Polystichum X setigerum, Sagina subulata, Sagina subulata, Saxifraga spp., Schoenoplectus lacustris, Setcreasea pallida, Spathiphyllum spp., Thalictrum delavayi, Thalictrum rochenbrunianum, Woodwardia radicans, Xeronema calistemon

Tappezzanti con consumo idrico basso (Kc = 0.1-0.3)

Acacia redolens, Achillea tomentosa, Aptenia cordifolia, Aptenia spp., Baccharis 'Centennial', Baccharis pilularis, Berberis spp., Carpobrotus spp., Cephalophyllum spp., Cistus spp., Dalea greggii, Dalea forcuti, Delosperma spp., Dodonaea procumbens, Drosanthemum spp., Dymondia margaretae, Iva hayesiana, Keckiella antirhinoides, Keckiella cordifolia, Lampranthus spp., Lantana montevidensis, Mahonia repens, Maleophora spp., Oenothera macrocarpa, Oenothera speciosa, Oenothera stubbei, Osteospermum spp., Pelargonium sidoides, Pyracantha spp., Ribes viburnifolium, Sedum spp., Sollya heterophylla, Teucrium chamaedrys, Teucrium cossonii, Verbena gooddingii, Verbena lilacina, Verbena peruviana, Verbena tenuisecta.

Tappezzanti con consumo idrico medio (Kc = 0.4-0.6)

Abelia X grandiflora, Arctotheca calendula, Armeria maritima, Artemisia spp., Berberis X stenophylla, Calyophus hartwegii, Campanula poscharskyana, Carissa macrocarpa, Ceanothus spp., Cerastium tomentosum, Ceratostigma plumbaginoides, Chamaemelum nobile, Coprosma X kirkii, Cornus canadensis, Cotoneaster spp., Cuphea llavea, Cytisus X kewensis, Dalea capitata, Dampiera diversifolia, Dichondra argenta, Dichondra micrantha, Duchesnea indica, Epimedium grandiflorum, Erica spp., Euonymus fortunei, Fragaria spp., Gaultheria procumbens, Gazania spp., Genista lydia, Genista pilosa, Glechoma hederaceae, Herniaria glabra, Hibbertia pedunculata, Hypericum calycinum, Lamiastrum galeobdolon, Lamium maculatum, Laurentia fluviatilis, Lonicera japonica, Lotus corniculatus, Melissa officinalis, Microbiota decussata, Muehlenbeckia arillari, Muehlenbeckia complexa, Odontospermum hybrida, Pachysandra terminalis, Parthenocissus quinquefolia, Parthenocissus tricuspidata, Phyla nodiflora, Plectranthus spp., Potentilla neumanniana, Rhagodia deltophylla, Sasaella masamuniana, Scaevola aemula, Scaevola 'Mauve', Senecio mandraliscae, Tetrastigma voinieranum, Trachelospermum jasminoides, Trifolium fragiferum, Vancouveria spp., Verbena stricta, Verbena tenera, Veronica repens, Vinca major, Vinca minor, Viola hederaceae, Wedelia trilobata, Zoyzia tenuifolia

Tappezzanti con consumo idrico alto (Kc = 0.7-0.9)

Ajuga reptans, Anemopsis californica, Ardisia japonica, Asarum caudadum, Cymbalaria muralis, Festuca rubra, Lysimachia spp., Mazus reptans, Pratia angulata, Soleirolia soleirolii, Trifolium repens, Viola labradorica, Viola odorata.



Il principale ostacolo alla gestione dell'irrigazione è rappresentato, ovviamente, dalla stima dell'ETE della vegetazione. Nelle colture in contenitore l'ETE può essere stimata direttamente o indirettamente. La stima diretta consiste nella sua misura istantanea. In pratica, si misura la perdita d'acqua di un campione di piante poste sopra una bilancia (metodo gravimetrico) oppure attraverso la misura del contenuto idrico del substrato effettuata con uno specifico sensore (es. tensiometro, sensori dielettrici). Il problema spesso riscontrato nell'uso dei metodi diretti è costituito dalla rappresentatività del campione di piante prescelte come riferimento. E' sempre bene scegliere piante dalle quali ci si aspetta un consumo idrico leggermente superiore alla media, ad esempio piante più grandi e/o dislocate sui bordi dei bancali o nei punti più soleggiati della serra o del vivaio. La stima indiretta invece si basa su modelli capaci di descrivere l'ETE di una determinata specie in funzione dei fattori climatici come la temperatura, l'umidità relativa dell'aria e la radiazione. In bibliografia sono riportati diversi modelli per la stima della traspirazione di colture in serra basati essenzialmente sul modello di Penman-Monteith (1), il quale esprime la traspirazione in funzione della radiazione globale (RG), del deficit di pressione di vapor acqueo (VPD) e di alcuni parametri fisiologici come la resistenza stomatica, aerodinamica e il LAI (indice di area fogliare).

Questi approcci al controllo automatico dell'irrigazione non sono comunque adeguati nel caso dei tetti verdi e maggiori possibilità sono offerte dall'impiego di sensori di umidità.

4.1 Pilotaggio dell'irrigazione con sensori di umidità

Negli ultimi anni lo sviluppo tecnologico ha permesso di mettere a punto sensori capaci di rilevare il contenuto dell'umidità nel suolo a costi relativamente contenuti, aprendo di fatto la possibilità di automatizzare realmente il pilotaggio dell'irrigazione (9). La misura dell'umidità del terreno può essere espressa con due concetti differenti: con il valore del potenziale idrico matriciale (ψ_m) e con il contenuto volumetrico di acqua (θ).

Il valore del potenziale idrico matriciale rappresenta il lavoro da compiere per estrarre una quantità unitaria d'acqua ritenuta dal sistema e in particolare dalla forza di capillarità ed è strettamente correlato con la capacità della pianta di assorbire l'acqua. Si misura in kPa e generalmente, per un substrato, l'acqua facilmente disponibile per una pianta è compresa fra -1 e -10/-15 kPa. Il contenuto idrico volumetrico di umidità rappresenta la quantità di acqua presente nel suolo per unità di volume. In realtà questa informazione non è sufficiente per conoscere se l'acqua presente è disponibile o meno, in quanto a parità di θ , il ψ_m presente può differire anche notevolmente fra un substrato e l'altro (Figura 1). Il valore del sensore, in questo caso, deve essere correlato alla conoscenza della curva di ritenzione idrica specie-specifica per il substrato.

Il ψ_m può essere misurato attraverso tensiometri: questi sono formati da un cilindro riempito di acqua e avente alla base una capsula di materiale poroso. L'acqua presente all'interno del cilindro può entrare o uscire attraverso i pori della capsula porosa, mettersi in equilibrio con il terreno e attraverso un manometro o un trasduttore di pressione elettronico, è possibile monitorare il valore di ψ_m del substrato o del terreno (Figura 2). Il tensiometro idraulico presenta l'inconveniente che, se viene posto in ambienti molto secchi per prolungati periodi, tende a disidratarsi e permette l'entrata di aria al suo interno, con la conseguenza che essendo l'aria, a differenza del liquido, comprimibile, si hanno misure non attendibili (fenomeno denominato "cavitazione"). I tensiometri rappresentano sistemi molto precisi per la misurazione del ψ_m , non sono influenzati dal contenuto salino e operano efficacemente nel range tra 0 e 100 kPa.



Figura 4. Tensiometro idraulico

I sensori dielettrici si basano sulla misura dell'impedenza complessiva del substrato o del suolo, attraverso la misura del voltaggio e dell'intensità della corrente di un campo elettromagnetico da essi stessi generato. L'impedenza è strettamente correlata alla permittività e alla conducibilità elettrica di tutto il mezzo (bulk EC, EC_b) e queste due grandezze possono essere convertite in θ e EC dell'acqua dei pori (EC_p) attraverso calibrazioni substrato-specifiche (7). Tuttavia questi sensori sono in grado di monitorare solo piccole porzioni di suolo, poiché la penetrazione del campo elettromagnetico nel terreno è limitata e si riduce rapidamente allontanandosi dagli elettrodi che l'hanno generato. La misura delle costanti dielettriche può essere effettuata in diversi modi, tra cui i più diffusi sono quelli del TDR (Time Domain Reflectometry) e quello del FDR (Frequency Domain Reflectometry). La loro differenza consiste nel fatto che nel metodo TDR si misura il tempo di transito di un impulso, mentre nel FDR si utilizza una lunghezza d'onda fissa misurando l'impedenza di questa nel terreno.

Tabella 2. Caratteristiche delle sonde per la misura del contenuto idrico volumetrico (θ) del suolo o del substrato. Le informazioni sono state desunte dai manuali d'uso dei vari sensori disponibili nel WEB.

Tipo di sonda	Ditta produttrice	Tipo di misura ¹ (frequenza utilizzata)	Range θ	Accuratezza
Theta Probe	Delta-T Devices	FDR (100 MHz)	0 – 50%	$\pm 5\%$ (1%)
SM 200	Delta-T Devices	FDR (20 MHz)	0 – 60%	$\pm 3,5\%$
EC 5	Decagon Devices	FDR (70 MHz)	0 – 80%	$= \pm 3\%$ o (1-2%) fino a 8 dS/m
EC-TM	Decagon Devices	FDR (70 MHz)	0 – 100%	$\pm 3\%$ (1-2%)
WET	Delta-T Devices	FDR (20 MHz)	0 – 80%	$\pm 4\%$ (2%)
EC 5TE	Decagon Devices	FDR (70 MHz)	0 – 80%	$\pm 3\%$, (1-2%) fino a 10 dS/m EC = $\pm 10\%$ d
Enviroscan (5 sensori)	Sentek Sensor Technologies	FDC	0 - 100%	$\pm 0.06\%$,
Triscan	Sentek Sensor Technologies	FDC	0 - 100% EC = 0 - 17	$\pm 0.06\%$ EC = $\pm 8\%$
Acquaflex	M.E.A.	TDT	0 - 60%	2%

¹ FDR= Frequency Domain Reflectometry; FDC= Frequency Domain Capacitivity; TDT= Time Domain Transmission.

Per diversi anni la stima del contenuto volumetrico si è basata sul metodo TDR: i sensori in commercio sono assai costosi e quindi questo sistema sembra poco utilizzabile per il pilotaggio dell'irrigazione nella pratica agricola. Recentemente la comparsa, di sensori FDR a costo relativamente contenuto, in grado di fornire letture immediate e accurate, facili da installare e con ridotta manutenzione, ha dato nuovo impulso allo sviluppo del pilotaggio dell'irrigazione sulla base della misura diretta dello stato idrico del suolo. Il principale difetto di questa nuova generazione di sensori dell'umidità del suolo è la loro misura è in parte influenzata sia dalla salinità e temperatura del mezzo, sia dal corretto posizionamento della sonda nel mezzo da misurare (ad esempio una scarsa adesione degli elettrodi al suolo) specie se si utilizzano frequenze inferiori a 20 MHz. I sensori maggiormente diffusi commercialmente sono quelli della Delta-T Devices Ltd., (Burwell, United Kingdom; www.delta-t.co.uk) e della Decagon Devices, Inc., (Pullman, WA, United States; www.decagon.com) (in tabella 1 sono riportate le caratteristiche di alcuni sensori, ma non di tutti). I sensori dielettrici possono fornire solo il contenuto volumetrico (ad esempio lo SM200 della Delta-T Devices Ltd., o EC 5 o EC-TM della Decagon Devices, Inc.,) (Figura 5, con prezzi oscillanti fra i 100 e i 300 euro, adatti maggiormente per la sola gestione dell'irrigazione. Altri sensori possono misurare contemporaneamente il contenuto idrico volumetrico e la conducibilità elettrica (EC) del complesso substrato-soluzione circolante (bulk EC), come ad esempio il sensore WET® della Delta T-Device (Figura 6) oppure EC 5TE della Decagon Device (Figura 7), con un prezzo compreso fra i 400 e i 900 euro: questi sono adatti per il pilotaggio, oltre che dell'irrigazione, anche della fertilizzazione e per la modulazione nell'uso di acque irrigue di scarsa qualità.



Figura 5. Sensori FDR di umidità del suolo: SM200 commercializzato dalla Delta-T Devices e EC 5 e EC 5 commercializzato dalla Decagon Devices.



Figura 6. Sensore FDR WET della Delta –T Devices per la misura del contenuto idrico volumetrico e della conducibilità elettrica della soluzione circolante.



Figura 7. Sensore FDR EC 5TE della Decagon Devices per la misura del contenuto idrico volumetrico e conducibilità elettrica della soluzione circolante: la misura della EC viene fatta attraverso le due viti inserite su due dei tre pin.

Naturalmente la bulk EC non è una misura direttamente utilizzabile dal punto di vista agronomico e occorre relazionarla o all'estratto acquoso o alla EC della soluzione circolante (EC_p), attraverso apposite calibrazioni substrato-specifiche (Figura 8). Invece per il θ , grandezza meno influenzata dal tipo di substrato, è possibile l'uso di una calibrazione unica per i vari tipi di substrati. Non meno importante è la scelta del posizionamento del sensore: il sensore dovrebbe essere posto nella zona radicale delle piante aventi evapotraspirazione medio-alta rispetto alla media delle piante presenti nel settore irriguo e dovrebbe essere posto né troppo lontano, né troppo vicino dal gocciolatore. Ad esempio, nel caso di un vaso con due gocciolatori, si consiglia di inserirlo in posizione equidistante da questi, in posizione verticale ad una profondità tale che la misura dell'umidità interessi la parte centrale-superiore del vaso stesso.

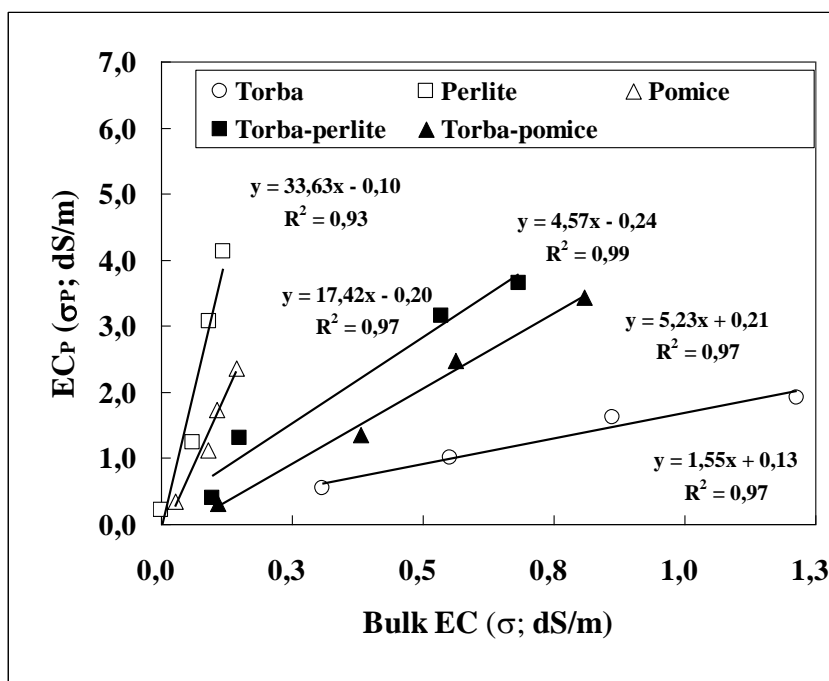


Figura 8. Relazione fra la EC bulk misurata attraverso sensore WET® e il valore della EC dell'acqua contenuta nei pori (EC_p) per alcuni dei substrati maggiormente utilizzati nelle colture protette, nel range (0,1-4,0 dS/m), alla capacità di contenitore (misure effettuate su vaso diametro 24 cm, da circa 9 litri di volume).

4.2 Centraline di irrigazione

La maggior parte dei sensori disponibili sul mercato sono equipaggiati solo con i lettori manuali o digitali, in grado di fare molte elaborazioni ma senza alcun dispositivo di attivazione automatica del processo di irrigazione. Tuttavia, tutti i sensori possono essere facilmente integrati in un sistema dedicato alla irrigazione automatizzata.

Il più semplice controller d'irrigazione è basato su un sensore (tensiometro o sonda dielettrica) con segnale di soglia. Ci sono due principali sistemi disponibili in commercio. Il primo consiste in un interruttore elettronico che può essere montato sul dispositivo vacuometrico del tensiometro per avviare l'irrigazione a valori pre-impostati di tensione matriciale. Questo interruttore normalmente funziona con flusso di corrente alternata, ma è possibile ordinare sistemi in corrente continua (DC). Il vacuometro è dotato di un magnete e un interruttore magnetico pick-up. Quando viene raggiunta la tensione matriciale pre-impostata, l'interruttore si chiude e attiva la pompa di irrigazione, che distribuisce una quantità prefissata di acqua. Il secondo tipo di controllore di irrigazione utilizza un trasduttore di pressione, invece di un vacuometro. Il trasduttore di pressione misura ogni variazione delle tensioni matriciali e modifica il flusso di corrente elettrica in conseguenza; la lettura è in continuo. Le centraline d'irrigazione più avanzate sono per esempio, il sistema d'irrigazione GP1 prodotto da Delta-T Devices Ltd.. Con GP1, Delta-T Devices Ltd. Si consente anche la possibilità di aggiornamento di un controller esistente (Apparecchiatura centrale, locale o timer commerciale) con l'aggiunta di una intelligenza a bordo. GP1 ottimizza l'irrigazione utilizzando sia un algoritmo semplice di irrigazione e sia uno complesso, sulla base di diversi parametri, tra cui l'umidità del suolo e i dati meteo, consentendo condizioni di irrigazione multipla di tipo 'start-e-stop'.

A causa della variabilità spaziale del suolo sono necessari molti sensori in ogni appezzamento di irrigazione o per ogni gruppo di irrigatori e gocciolatori posti in campo, con conseguenti costi elevati di investimento e di manutenzione, in particolare quando si utilizzano sensori cablati. La raccolta dei dati in tempo reale è fondamentale per il successo, ma con gli attuali data-logger collegati via cavo non è possibile, poiché sono costosi e non in grado di reagire eventi significativi (ad esempio, per aumentare il tasso di rilevamento durante una pioggia intensa). Al giorno d'oggi la comunicazione senza fili è semplice ed a basso costo grazie alla vasta diffusione della tecnologia dei telefoni cellulari, ISM, GSM, dispositivi Wi-Fi e la consegna bidirezionale di SMS, i satelliti e Internet. Inoltre, consente di comunicare rapidamente e memorizzare una grande quantità di informazioni utili alla gestione idrica e alla programmazione irrigua. La combinazione delle nuove tecnologie con algoritmi di elaborazione dei dati e con modelli potrebbe essere usata per lo sviluppo di un sistema di supporto alle decisioni (DSS), con effetti positivi sulla gestione dell'irrigazione.

Un esempio di DSS è il sistema FLOW-AID, dal nome del progetto EU che ne ha finanziato lo sviluppo (<http://www.wageningenur.nl/en/show/FlowAid-2.htm>). Questo sistema consiste in un array di centraline d'irrigazione distribuiti nelle zone da irrigare. I controllori sono collegati tramite comunicazione wireless a un computer locale, che recupera regolarmente i dati dai sensori e dalla stazione meteo, e aggiorna nei controllori i programmi in esecuzione per la pianificazione dell'irrigazione in maniera autonoma. Un DSS in esecuzione sul computer locale e in parte su un computer remoto (connesso tramite Internet) assiste l'operatore nell'ottimizzazione dei programmi degli scheduler per i controllori di irrigazione a lungo periodo, così come a breve termine. Per esempio, sul lungo termine il DSS fornisce al coltivatore un piano ottimizzato d'impianto delle colture, un set di programmazione irrigua e una stima di utilizzo di acqua annuale per ogni appezzamento di irrigazione. Sulla breve durata, e sulla base effettiva dello stato delle colture, della meteorologia attuale e anche delle previsioni del tempo, il modulo DSS prevede la domanda di acqua della coltura e suggerisce la strategia di scheduling ottimale per ogni appezzamento, compresa la fonte di acqua nel caso in cui diversi tipi di acqua siano disponibili (pozzo, serbatoio, acqua riciclata, rete di irrigazione, ecc.). I comandi d'irrigazione selezionati, tra cui le impostazioni dei parametri, sono poi scaricati nelle centraline remote d'irrigazione. Lo scheduler d'irrigazione viene eseguito giorno per giorno (o di ora in ora, per esempio nella coltivazione in contenitore) e, se necessario, i singoli regolatori vengono riprogrammati. Ogni appezzamento di irrigazione ha un singolo nodo controller, e i sensori locali o remoti vengono aggiunti dall'applicazione se necessario, sia via cavo, sia con un collegamento senza fili. Un nodo tipico ha i compiti di monitoraggio dello stato idrico del terreno e di altri dati (per esempio, temperatura del suolo e dell'aria), e per aprire e chiudere valvole multiple. Una volta programmato dallo scheduler di irrigazione, il controller continua a far girare i suoi comandi in autonomia, fino a quando non viene nuovamente programmato o arrestato dal computer locale. Questo rende l'irrigazione di singoli settori abbastanza sicura in quanto non dipende dalla comunicazione in tempo reale con un computer remoto.

Le reti di sensori wireless sono una nuova tecnologia che promette un monitoraggio 'a grana fine' in termini di tempo e spazio, e ad un costo inferiore, quella attualmente possibile. Reti di sensori wireless per la gestione dell'irrigazione sono attualmente offerti da diverse società (ad esempio, Crossbow Technologies, Inc.; Netafim Ltd.; NetSens srl; Decagon Devices, Inc.). Tuttavia, questi sistemi sono ancora molto costosi e hanno alti requisiti di energia. Per garantire l'effettiva raccolta di dati da reti di sensori per il monitoraggio di ambienti esterni remoti, rimangono da risolvere alcuni problemi riguardanti: la reattività, cioè la capacità della rete di reagire al suo ambiente e fornire solo dati relativi agli utenti; la robustezza, cioè la capacità dei nodi di rete di funzionare correttamente in condizioni estreme all'aperto; la vita della rete, per massimizzare il tempo di funzionamento della rete.

Nel progetto EU-FP7 FLOWAID, il gruppo di ricercatori dell'Università di Wageningen (J. Balendonck e J. Hemming) e dell'Università di Pisa (A. Pardossi, L. Incrocci) hanno sperimentato reti di sensori wireless self-



made (progettazione di rete mesh ibrida) con un basso costo sulla base del sistema T-node della SOWNET Technologies B.V. combinato con un sensore SM200 (Delta-T Devices Ltd.). I sistemi T-node sono quelli originariamente sviluppati da TNO Defence, Security and Safety (Paesi Bassi) per le reti di sensori wireless. Essi combinano un microcontrollore per l'elaborazione locale, una radio per le comunicazioni digitali e comandi di I/O per l'interfacciamento con sensori, attuatori e sistemi esterni. Usano un ricetrasmittitore FSK 868 MHz con intervalli fino a 120 metri in spazio libero e 40 metri al chiuso. Hanno il consumo di energia (a 3V) di 18 mA (TX) e 13 mA (RX), e 20 μ A in modalità stand-by; inoltre, hanno un protocollo di auto-organizzazione di potenza ultra bassa multi-hop e un design ultra compatto. Sono stati costruiti sei nodi sensori e tre ripetitori e sono stati valutati durante cinque mesi nella primavera-estate de 2007 in un ambiente operativo di un vivaio semi-commerciale presso il CESPEVI di Pistoia. Questo lavoro è continuato durante l'estate 2008 con un design migliorato: un nuovo design dell'antenna per la forza del segnale più alta, custodia con una doppia parete, una costruzione per la protezione dell'elettronica contro le alte temperature. Il software nel firmware dei nodi wireless è stato cambiato per ottimizzare il consumo di energia. Nella configurazione attuale, tale sistema costa circa 700 € per nodo, tra cui un sensore SM200 (circa € 250). I test funzionali hanno dimostrato che è raggiungibile una portata massima di circa 100 metri tra il nodo e il ripetitore in condizioni di linea-di-vista. Esperimenti a lungo termine hanno dimostrato che può essere ottenuto un range di 60 m.

Recentemente, è diventata disponibile la rete dei sensori wireless Crossbow EKO (BalestraTechnologies, Inc.), che opera in una vera e propria topologia mesh-network, è a energia solare e permette un lungo funzionamento senza manutenzione. Inoltre, essa ha un'interfaccia aperta del sensore per poter integrare novitipi di sensori. Ciascun nodo wireless EKO supporta fino a quattro sensori (umidità e temperatura del terreno; temperatura e umidità dell'aria). I sensori sono collegati all'unità senza la necessità di collegare i fili con morsettiere o modificare le configurazioni dei ponticelli. Un unico sistema EKO può supportare fino a 35 nodi e 140 punti di rilevamento. La gestione della rete di nodi EKO si basa su un radio/modulo processore a 2.4 GHz. Il sistema ha funzionato più o meno senza problemi durante tutto l'esperimento a lungo termine nel 2008. E' stato ottenuto una portata di funzionamento affidabile di oltre 200 m tra due singoli nodi dei sensori. I dati del sensore sono stati resi accessibili on-line via Internet, e lo strumento software basato sul web ha funzionato bene, così come l'alimentazione a base di celle solari. Molto raramente un nodo aveva bisogno di essere riavviato, non ci sono stati errori di sistema. Sulla base di questi risultati, Balendonck e Hemming hanno concluso che questo sistema è attualmente la migliore alternativa disponibile in commercio con cui lavorare. Tuttavia, la configurazione di un sistema come questo costa circa € 600 per nodo, compreso un sensore Watermark (circa € 90).

5 Conclusioni

Dall'esame delle funzioni e delle caratteristiche, soprattutto fisiche, richieste ai substrati e ai sistemi irrigui utilizzabili per la realizzazione dei tetti verdi è emerso quanto segue:

- i substrati più adeguati sono quelli a base di perlite, pomice e argilla espansa, eventualmente in miscela tra di loro;
- i sistemi di microrrigazione (con gocciolatori, tubi porosi o microspruzzatori) devono essere dotati di un sistema di controllo automatico che utilizzi dei sensori dielettrici in grado di monitorare il livello di umidità del substrato. Nel caso sia necessario controllare più settori irrigui, è possibile realizzare una rete wireless di connessione dei vari sensori, tutti interfacciati ad una centralina computerizzata come quelle disponibili in commercio.

6 Bibliografia essenziale

1. Bacci L., Battista P., Cardarelli M., Carmassi G., Roupael Y., Incrocci L., Malorgio F., Pardossi A., Rapi A. and Colla G. Modelling Evapotranspiration of Container Crops for Irrigation Scheduling. In "Evapotranspiration - From Measurements to Agricultural and Environmental Applications" (ed. G. Gerosa), 2011. InTech. , ISBN 978-953-307-512.
2. Bibbiani C. Le proprietà fisiche ed idrauliche dei substrati, Floritecnica 3, 1996.
3. Bibbiani e Pardossi, 2004. Le proprietà fisiche ed idrauliche dei substrati. In "Uso razionale delle risorse nel florovivaismo: l'acqua". (Editori: A. Pardossi, L. Incrocci, P. Marzioletti). Quaderno ARSIA 5, 2004. ISBN: 88-8295-056-5.
4. De Boodt M., Verdonck O. The physical properties of the substrates in horticulture. Acta Horticulturae 26, 1972 37-44.
5. Fonteno W. C. Problems and considerations in determining physical properties of horticultural substrates. Acta Horticulture 342, 1993, 197-204
6. Gabriels R., Van Keirsbulck W. E Engels H. A rapid method for determination of physical properties of growing media. Acta Horticulture 342, 1993, 243-247.
7. Incrocci L., Incrocci G., Lock G., Nicholl C., Pardossi A., Balendonck J. The calibration of WET-sensor for volumetric water content and pore water electrical conductivity in different horticultural substrates. Acta Hortic. (ISHS), 2009, 807, 289-294.
8. Pardossi A., Incrocci L. Traditional and new approaches to irrigation scheduling in vegetable crops. HortTechnology 21(3), 2011, 309-313.
9. Pardossi, A., Incrocci, L., Incrocci, G., Malorgio F., Battista P, Bacci, L., Rapi B., Marzioletti, P Hemming, J., Balendonck J. Root Zone Sensors for Irrigation Management in Intensive Agriculture. Sensors 2009, 9, 2809-2835.

Curriculum scientifico del gruppo di lavoro

Il gruppo di ricerca dell'Università di Pisa è costituito dal Prof. Alberto Pardossi (PhD, professore ordinario di orticoltura e floricoltura), dal Dr. Luca Incrocci (PhD, tecnico EP) – entrambi del Dipartimento di Scienze Agrarie, Alimentari e Agro-Ambientali - e dal Dr. Carlo Bibbiani (PhD, ricercatore di topografia e costruzioni rurali del Dipartimento di Scienze Veterinarie).

Tra le linee di ricerca del gruppo, troviamo lo sviluppo di nuove tecniche per il controllo dell'irrigazione e della fertilizzazione di specie orticole e ornamentali allevata fuori suolo, in serra o in vivaio. Il gruppo ha partecipato a molti progetti finanziati dal Ministero delle Politiche Agricole, dal Ministero dell'Istruzione, dell'Università e della Ricerca, di enti regionali (es. Regione Toscana, Regione Siciliana, Regione Abruzzo e Regione Liguria) e dalla Commissione Europea (es. progetti HORTIMED, FLOWAID, EUPHOROS).

Il coordinatore del gruppo è autore di oltre 250 articoli a carattere tecnico o scientifico, con circa 60 lavori su riviste internazionali, e di alcuni manuali sull'irrigazione e la concimazione delle colture orto florovivaistiche

.