

Caracterización anatómica de las raíces de plantas de alcaparras (*Capparis spinosa* L.) cultivadas en la I y IV Regiones de Chile.

V. Goykovic¹; C. Botti² y E. Doussoulin³

Resumen

IDESIA (Chile) Vol. 21 N° 2, 2003

Se presentan los resultados de la caracterización anatómica de las raíces de plantas de alcaparras cultivadas en dos ambientes agroecológicos diferentes. Un ensayo se realizó en Cerrillos de Tamaya, Ovalle, IV Región (Latitud: 30°03' S; Longitud: 71°01' W), en este caso las plantas se identificaron como CT y las condiciones fueron no salinas ($CE_s=1,09$ dS/m; $CE_w=0,32$ dS/m). El segundo ensayo se localizó en Alto Ramírez, Valle de Azapa, I Región (Latitud: 18°28' S; Longitud: 70°02' W), las plantas se identificaron como A, y se desarrollaron bajo condiciones salinas ($CE_s= 16,69$ dS/m; $CE_w= 1,66$ dS/m).

En los análisis anatómicos efectuados a las raíces, los tejidos que más evidenciaron variaciones fueron los elementos de vasos cuantificándose diferencias del 39,6% entre los diámetros de los individuos CT y A, siendo los de menor diámetro aquellos del sector salino. Al igual que los cortes histológicos de las hojas y de los tallos, las raíces también presentaron idioblastos secretores, los cuales constituyen un verdadero sistema de defensa químico contra un sinnúmero de organismos bióticos.

Palabras Claves: Alcaparras, *Capparis spinosa* L., raíces, anatomía, salinidad, ambiente árido.

Goykovic V.; C. Botti; & E. Doussoulin 2003. Anatomical characterization of the roots of caper plant (*Capparis spinosa* L.) grown in two different agroecosystems of northern Chile. IDESIA (Chile) 21 (2):89-95.

Abstract

This study provides anatomic evidence of differential responses of the root tissues of caper plants according to salt content of soil and irrigation water in two different agroecological environment. Two experimental crops were simultaneously established, one at Cerrillos de Tamaya, Ovalle IV Región (Lat. 30°03' S; Long. 71°01' W), where caper plants were identified as CT plants and grew under no saline conditions ($CE_s= 16.69$ dS/m; $CE_w= 1.66$ dS/m), and the others one at Alto Ramírez, Valle de Azapa, I Región (Lat. 18°28' S; Long. 70°02' W) where caper plants were identified as a plant, and grew under saline conditions ($CE_s= 16.69$ dS/m; $CE_w= 1.66$ dS/m).

Anatomic analysis of root structure supplied evidence of variation at tissue level mostly in the vessel elements of xylem. Thus, cell diameter of this vascular tissue was 39.6% higher CT plants than the diameter of the vessel elements of A plants, being observed a lesser diameter under saline conditions. The roots also presented specialized secreting elements (idioblasts) just a previously were observed in tissue samples of leaf and stems of the caper plants. Idioblasts constitute a real chemical protection system against a great number of biotic organisms.

Keywords: caper plants, *Capparis spinosa* L., roots, salinity, arid environment.

INTRODUCCIÓN

El presente trabajo corresponde a la última parte de un estudio efectuado en plantas de alcaparras cultivadas en la I y IV regiones de Chile. En este caso se caracterizan en términos anatómicos, las raíces de aquellas plantas que manifestaron una alta producción al interior de las poblaciones establecidas en el Valle de Azapa y en Cerrillos de Tamaya.

MATERIALES

Se utilizaron plantas de alcaparras (*Capparis spinosa* var. *inermis*) provenientes de semi-

llas de origen italiano. El material vegetal al momento de su estudio tenía dos años y medio de edad. Las muestras de raíces se obtuvieron de seis plantas (tres de la comuna de Arica y tres de la comuna de Ovalle) que expresaron la mayor producción de botones florales. Para la comuna de Arica las plantas selectas fueron la **A4**, **A31** y **A45** mientras que en la comuna de Ovalle estas fueron la **CT2**, **CT14**, y **CT26**. Se escogieron de cada planta dos trozos, extraídos a una profundidad cercana a los 30 cm, analizándose un sector que tuviera un diámetro mínimo de 2 mm. El estudio histológico en este órgano se centró en las características de la epidermis, corteza y sistema vascular.

MÉTODO

INCLUSIÓN EN PLÁSTICO DE TROZOS DE RAÍCES		
Fijación: F.A.A. = Formalina 4%, ácido Acético glacial y alcohol 70%. (5:5:90) Tiempo mínimo: 24 horas.		
Deshidratación: Alcohol etílico 70-80-90° por 30 minutos cada uno.		
I) Infiltración: En plástico JB-4 (Polyscience, Inc., Warrington, PA) 25 cc de solución A + 0.225 g. de catalizador Agitar 15 segundos.		
II) Inclusión: 25 cc de solución A + 0.225 g de catalizador, + 1cc de solución B. (con esto se inicia el proceso de polimerización). Se incluye en cápsulas Beem 00.		
III) Corte: Ultramicrótomo de 3 a 7 μ m.		
IV) Tinción:	- Ac. Peryódico 0.5%	10 min
	Lavar en agua corriente	10 min
	-Reactivo de ZIF	15 min
	Lavar en agua corriente	10 min
	-Bisulfito de sodio 2%	2 min
	Lavar en agua corriente	10 min
	-Azul de toluidina 0,5%	3 min
	(sol. acuosa) o anilina azul al 1% en 7% v/v de ác. Acético.	
	Lavar en agua corriente hasta que no salga más colorante.	4 min
	* Secar a temperatura ambiente	
	* Sellar con bálsamo de Canadá.	

Inclusión de las raíces en parafina, se realizó considerando las siguientes etapas:

Fijación: Se fijan pequeños trozos de material en F.A.A. por un tiempo mínimo de 48 horas.		
F.A.A.	Alcohol etílico (95°)	50 ml.
	Ácido acético glacial	5 ml
	Formalina (37-40%)	35 ml.

Luego es fijado el material se puede dejar en alcohol de 70° por tiempo indefinido.

Deshidratación: Una vez fijado el material, se procede a pasarlo por concentraciones crecientes de alcohol, hasta 100°, y posteriormente, por soluciones de alcohol-xilol.

<u>85°</u>	<u>90°</u>	<u>100°</u>	<u>100°I</u>	<u>100°III</u>
12 Horas			3 Horas	3 Horas
Serie mixta de alcohol-xilol para aclarar.				
Alcohol Absoluto		Xilol		Tiempo
97,5		2,5		3h
95		5,0		3h
85		15,0		3h
75		25,0		3h
50		50,0		3h
25		75,0		3h
--		100 I		3h
--		100 II		3h

Inclusión: Se inicia la inclusión, incorporando al xilol, parafina sólida en pequeñas porciones, a temperatura ambiente. Cuando se observa que ya no se disuelve la parafina, se traslada a una estufa a 25-30 °C y se continúa agregando parafina. Cuando vuelve a saturarse la disolución, se sube la temperatura a 45 °C, procediéndose de la misma forma anterior. Finalmente, se eleva la temperatura a 56 °C (temperatura de fusión de la parafina), para comenzar a reemplazar volúmenes iguales de disolución de parafina por parafina pura, fundida. Luego de cambiar a lo menos dos veces el volumen completo por parafina pura, se procede a hacer los bloques para incluir el material.

Cuando el bloque de parafina pura, se talla para disminuir la superficie a cortar y darle al material la orientación correcta.

Corte: Se monta el bloque tallado en un micrótopo, se determina el ángulo de corte, se fija el grosor de éste y se procede a cortar. Los cortes se colocan en un "baño maría" a 40 °C para que se estiren completamente y luego se colocan en un portaobjetos preparado con albúmina.

Se dejan secar las preparaciones para que se adhieran los cortes, quedando listas para iniciar la etapa de tinción.

Tinción: Reactivos: Ac. Tánico, cloruro férrico, safranina, fast-green.

Pared celular : negro o gris Cromosomas : rojos		Citoplasma : rosado o verdoso Plasticidos : azulados
REMOCIÓN DE LA PARAFINA	Xilol	10 min
	Xilol II	10 min
HIDRATACIÓN	Etanol 100°	5 min
	95°	5 min
	70°	5 min
	50°	5 min
	Agua destilada (3 cambios)	5 min c/u
TINCIÓN	Ácido tánico	10 min
	Agua destilada	5 min
	Cloruro férrico (3 cambios)	3 min c/u
	Agua destilada (3 cambios)	
	Etanol 50° I	3 min
	II	3 min
	III	3 min
	Safrina	2 a 24 hr
	Agua destilada	1 min
	Etanol 50°	3 min
	Etanol 70° acidulado	0,5 min
	Etanol 70°	3 min
	Etanol 95°	3 min
	Etanol 100°	3 min
	Etanol + fast green	6 seg
	Etanol + xilol (1:3)	5 min
	Xilol I	5 min
	Xilol II	5 min
SELLADO	Con Floo-Tex	
PREPARACIÓN	Ácido tánico : sol. Acuosa 1% + 1g salicilato de Na Cloruro férrico : sol. Acuosa 3 % Safranina : sol. Alcohólica (50°) al 1 % Fast-green : sol. Alcohólica (95°) al 0,5 %	

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Los cortes histológicos de las raíces de alcaparra (Figura 1) muestran una epidermis con células protectoras aplastadas y necro-

sadas (súber). Por debajo de esta estructura existe una gruesa capa en forma de cilindro continuo de parénquima cortical, en el cual se observan abundantes granos de almidón. En este tejido también se pudo distinguir una

escasa cantidad de fibras, en relación a las que exhiben los tallos, éstas se presentan generalmente aisladas (Figura 2). Igualmente, en el parénquima cortical se evidenció la presencia de idioblastos secretores en menor proporción que en otros tejidos como hojas y tallos.

Respecto al diámetro mayor de los vasos (Cuadro 1) en todos los casos los valores más altos se registraron en las raíces de los morfotipos cultivados en el Ovalle. El promedio en esta comuna alcanzó los 191,3 μm . Mientras que en los biotipos de Arica el promedio fue de 137,0 μm .

Cuadro 1
Diámetros mayores de vasos en raíz de alcaparra de los tres morfotipos más productivos cultivados en Ovalle y en Arica.

Diámetros de vasos en el xilema radical: μm						
	Ovalle			Arica		
Genotipo	CT2	CT14	CT26	A4	A31	A45
\bar{x} de c/genotipo	210	187,5	176,3	127,5	150,0	133,5
\bar{x} genotipos	191,3			137,0		

n=2

Estas diferencias de diámetros entre los vasos de las raíces de los genotipos cultivados en Ovalle y Arica, a semejanza de los tallos, probablemente se deban a factores ambientales como los climáticos pues, como lo señala Paniagua *et al.* (1998), muchas especies de dicotiledóneas presentan diferencias de diámetros en sus vasos producto de cuan marcadas sean las estaciones del año.

Igualmente si se considera que mayores diámetros de vasos corresponden a un atributo positivo del desarrollo del sistema vascular, estos resultados, se ajustarían a lo expresado por Pessarakli (1994), que manifiesta que uno

de los cambios estructurales de las plantas sometidas a ambientes más salinos es la de reducir el diámetro de los elementos conductores del sistema vascular.

Al relacionar los diámetros de vasos de las raíces con los del tallo (Cuadro 2), en todos los casos se observa un mayor diámetro en los vasos de las raíces, hecho que según Paniagua *et al.* (1988) puede estar relacionado con el transporte de agua y el mantenimiento de la presión hidrostática, ya que a medida que el agua va ascendiendo a las ramas y hojas, ésta debe repartirse en un mayor número de vasos que cada vez son más pequeños.

Cuadro 2
Diámetros mayores de vasos xilemáticos de raíces y tallos de los genotipos más productivos de alcaparra cultivados en Ovalle y Arica.

	Ovalle			Arica		
Genotipos	CT2	CT14	CT26	A4	A31	A45
Φ raíces: μm	210,0	187,5	176,3	127,5	150,0	133,5
Φ tallos: μm	120,0	112,5	125,0	115,1	122,6	90,0
Diferencias	90,0	75,0	51,3	12,4	27,4	43,5

CONCLUSIONES

Entre los tejidos analizados en las raíces los que más evidenciaron variaciones fueron los elementos de vasos, registrándose diferencias de un 39,6 % entre los diámetros de las plantas de Ovalle y Arica, siendo los de menor diámetro los ejemplares cultivados en condiciones salinas.

La presencia de “células de la mirosina” en el parénquima cortical, las cuales contienen la enzima hidrolítica beta-tioglucohidrasa (Valle, 1993; Paniagua *et al.*, 1998; Rodman *et al.*, 1998), deja de manifiesto que las raíces, al igual que los tallos y hojas también cuentan con un sistema de defensa natural contra las agresiones de agentes bióticos como plagas y microorganismos.

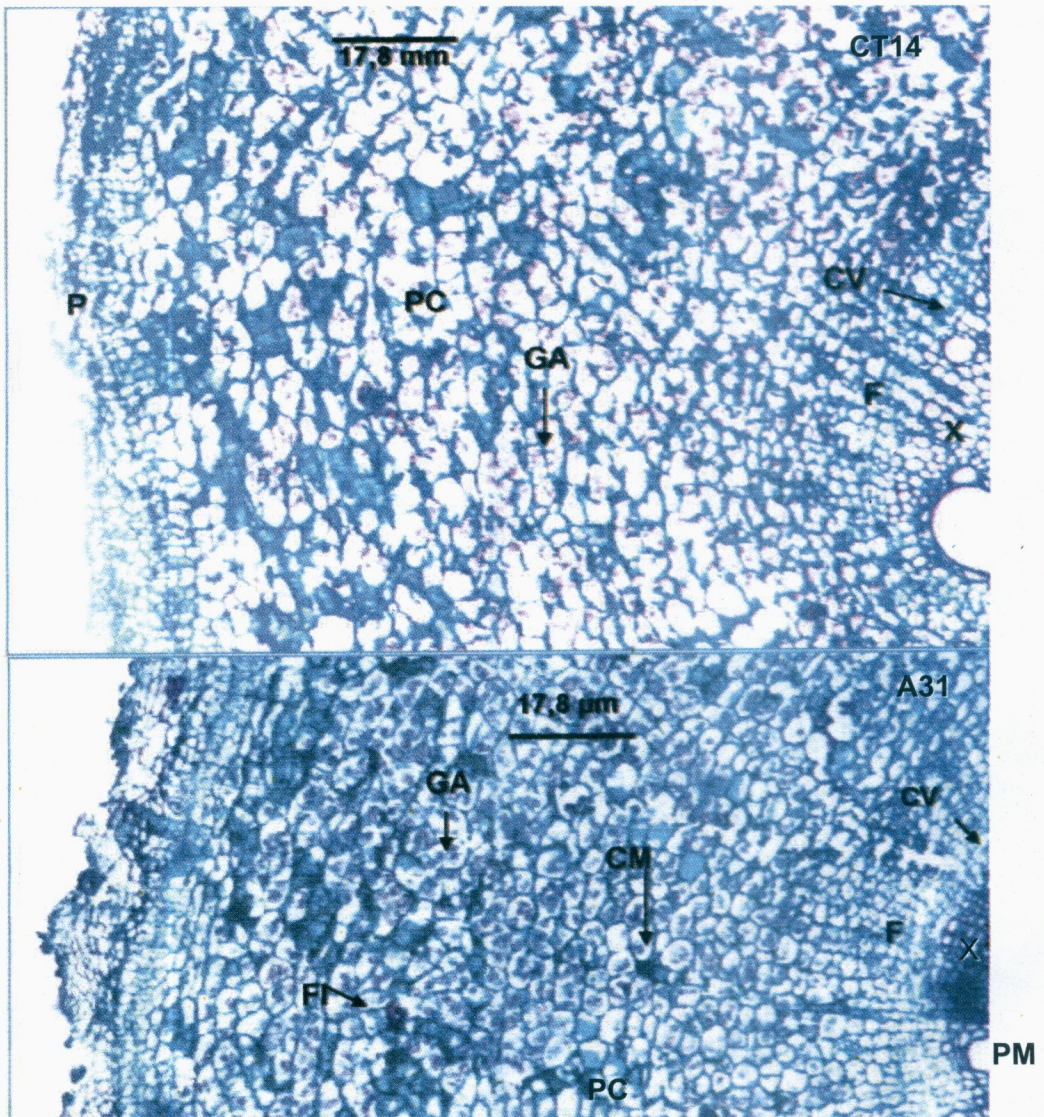


Figura 1. Cortes transversales de raíces de alcaparra pertenecientes a las plantas CT14 y A31, mostrando la peridermis (P), parénquima cortical (PC), célula de la mirosina (CM), fibras (FI), granos de almidón (GA), floema (F), cambium vascular (CV), xilema (X) y parénquima medular (PM).

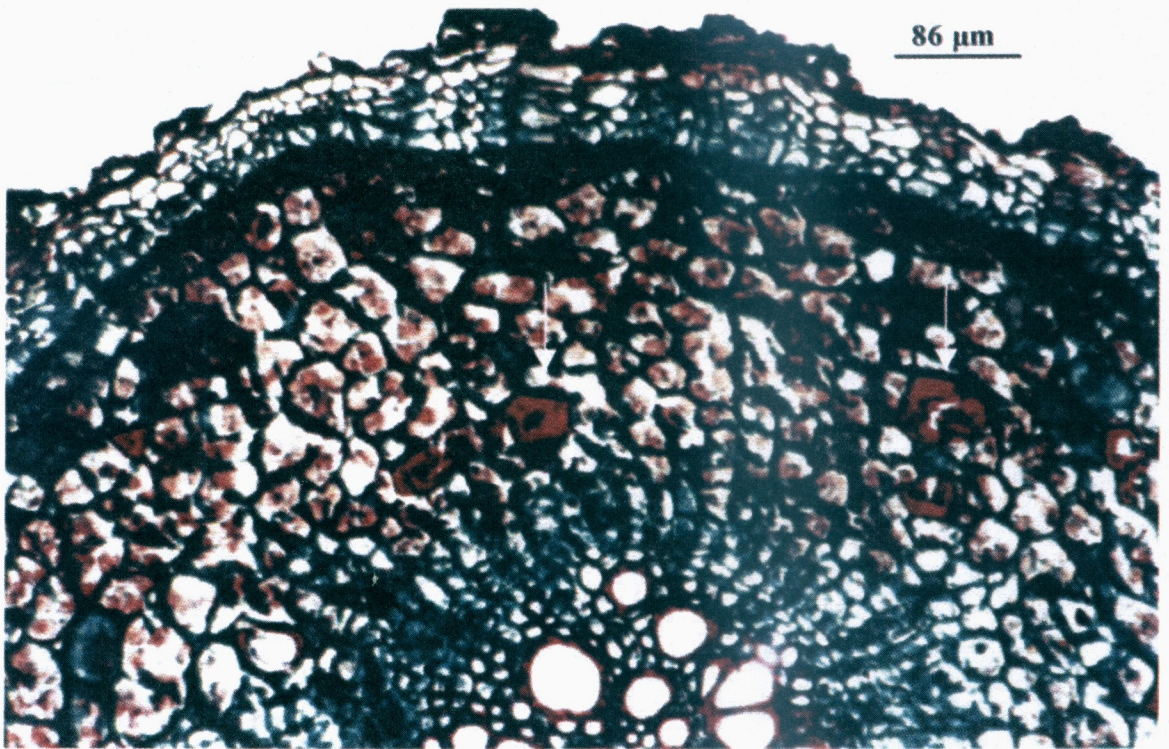


Figura 2. Corte trasversal de raíz de alcaparra mostrando algunos elementos aislados ubicadas en el parénquima cortical.

LITERATURA CITADA

- PANIAGUA, R. G-A; NISTAL, M. M.; PILAR, M. S.; ALVAREZ-URIA, M. R-V; ANADÓN, R. A.; FRAILE, B. L.; SAÉZ, F. J.; PAZ DE MIGUEL, M^a. G. 1998. *Citología e histología vegetal y animal*. McGraw-Hill-Interamericana de España. 2^o ed. 960 p.
- PESSARAKLI, M. 1994. *Handbook of plant and crop stress*. Ed. Marcel Dekker Inc. USA. 697 p.
- RODMAN, J.E.; SOLTIS, P.S.; SOLTIS, D.E.; SYTSMA, K.J.; KAROL, K. G. 1998. Parallel evolution of glucosinolate biosynthesis inferred from congruent nuclear and plastid gene phylogenies. (Resumen). *American Journal of Botany*. 1998, 997-1006; 68 ref.
- VALLA, J.J. 1993. *Botánica, morfología de las plantas superiores*. Ed. Hemisferio Sur. 8^a reimpression. Argentina. 332 p.

(Fecha de recepción: 24 junio 2002; Fecha de aceptación: 26 julio 2002)