

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR

TESIS DE DOCTOR EN BIOLOGÍA

**Estudio aerobiológico en un área natural de
pastizal pampeano**

Lic. Melina L. Calfuan

BAHIA BLANCA

ARGENTINA

2015

PREFACIO

Esta Tesis se presenta como parte de los requisitos para optar al grado Académico de Doctor en Biología, de la Universidad Nacional del Sur y no ha sido presentada previamente para la obtención de otro título en esta Universidad u otra. La misma contiene los resultados obtenidos en investigaciones llevadas a cabo en el ámbito del Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia durante el período comprendido entre el 3 de mayo de 2007 y el 30 de abril de 2014, bajo la dirección del Dr. Carlos B. Villamil.



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR
Secretaría de Postgrado y Educación Continua

La presente tesis ha sido aprobada el 08/04/2015, mereciendo la calificación de diez (sobresaliente).

A mi hijo

A mi mamá y papá

A mi hermano

A mi tía Edith

Agradecimientos

Agradezco a mi director, Dr. Carlos Villamil, por darme la oportunidad de trabajar bajo su dirección. Le agradezco los conocimientos brindados, el haberme enseñado a querer y valorar el trabajo de campo y, principalmente, su paciencia.

A la Dra. María Gabriela Murray por introducirme en el tema de la Aerobiología, brindando generosamente sus conocimientos. Le agradezco haberme dado un lugar en su laboratorio, posibilitando la conclusión de este trabajo y el comienzo de otros nuevos. Pero especialmente, le agradezco el apoyo brindado y las palabras de aliento en momentos difíciles.

A las instituciones que contribuyeron en el financiamiento de este trabajo de investigación, Universidad Nacional del Sur y Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET). A las autoridades del Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia, en especial, al Dr. Sergio Zalba, por la atención y el apoyo brindados durante el desarrollo de esta tesis.

Al Organismo Provincial para el Desarrollo Sustentable (OPDS) por permitir realizar esta investigación dentro del Parque Provincial Ernesto Tornquist (PPET). A los guardaparques y guías del PPET por la buena predisposición. Mi especial agradecimiento a Fabián Portela y Facundo Casalle Pintos por haberme ayudado a ubicar los muestreadores y por estar siempre dispuestos a colaborar.

A la Dra. Mirta Quattrocchio por haber sido codirectora de beca de CONICET, los conocimientos brindados y las palabras de aliento. A la Dra. Marta Caccavari por el honor de haber podido hacer un curso de postgrado dictado por ella. A ambas, Mirta y Marta, por ser ejemplos de excelencia como investigadoras y de generosidad como personas.

A Andrea Long por todo lo que he aprendido a su lado, por su generosidad y buen humor, por enseñarme a amar el trabajo de campo, y por ser un ejemplo para mí.

A mis amigas y compañeras de todos los días, Belén, Alejandra, Ana Julia y Anelén, y Daniel por la contención y el cariño y apoyo constantes. A Alicia, Cecilia, Karina, Paula y Romina por sus infaltables palabras de aliento y apoyo, sobre todo en la última parte de este trabajo.

A Carina Güichal, Luis Walter Montes de Oca y Pablo Asaroff, amigos entrañables que están siempre a mi lado más allá de las distancias, por el apoyo incondicional y por tanto amor. A Marina, Mary, Silvana y Vanesa, amigas que me dio la carrera y que siguen estando presentes a pesar de las distancias.

A Cecilia Cura, Dolores Rodríguez Rey y María Florencia Fernández por su amistad y por su apoyo en uno de los momentos más difíciles que tuve que vivir en el transcurso de esta tesis.

A Martín, por acompañarme en parte de este camino y por su ayuda en el trabajo de campo.

Finalmente, a mi familia sin cuyo apoyo y contención jamás hubiera podido emprender y terminar esta tarea. A mis padres y mi tía Edith por su amor incondicional. A mi hermano por ser mi pilar en los momentos más difíciles. A mis primas por su cariño y palabras de aliento. A mi hijo por llenar de luz mi vida.

Melina L. Calfuan

Resumen

La Aerobiología es la disciplina que estudia las partículas biológicas transportadas pasivamente por el viento (granos de polen, esporas de hongos y helechos, e insectos, entre otros). En la Argentina se han realizado varios estudios sobre la presencia de polen en el aire de las ciudades, pero son pocos los trabajos en comunidades naturales.

El Parque Provincial Ernesto Tornquist constituye uno de los pocos remanentes protegidos de la Provincia Fitogeográfica Pampeana, Distrito Pampeano Austral. En la región que lo circunda, la vegetación nativa ha sido alterada o destruida debido a la explotación agrícola-ganadera y otras actividades antrópicas tales como el turismo y las plantaciones de especies leñosas exóticas

Los objetivos de este trabajo fueron obtener y analizar datos de polen y/o esporas aerotransportados en áreas naturales de pastizal pampeano, y conocer la viabilidad polínica de especies endémicas de la región. Para ello se utilizaron dos métodos de

muestreo aerobiológico, uno de ellos volumétrico y el otro gravimétrico. El método elegido para medir la viabilidad polínica fue el de tinción con 2,3,5-cloruro de trifeniltetrazolio.

A partir de los resultados obtenidos se constató que los espectros polínicos registrados reflejan las comunidades vegetales de la región. Las condiciones de sequía prolongadas y marcadas se manifiestan en una menor cantidad de polen en el aire, lo que se vio ejemplificado por los bajos valores de polen registrados con los dos métodos de muestreo en el período junio 2007-mayo 2008. En los espectros polínicos registrados con diferentes métodos de muestreo se observaron discrepancias atribuibles a la eficacia de muestreo según el método utilizado. El muestreador gravimétrico del tipo Tauber ofreció resultados más completos y menos dependientes de las condiciones instantáneas que el muestreador volumétrico del tipo Rotorod. En los muestreadores gravimétricos ubicados a nivel del suelo se obtuvieron valores más altos de los tipos polínicos herbáceos que los observados en muestreadores ubicados sobre postes. Los tipos polínicos arbóreos registrados correspondieron a especies exóticas, entre las que se destacan las correspondientes al género *Pinus*, uno de los principales casos de invasión biológica en el área de estudio.

La disminución de las áreas con vegetación natural y la fragmentación de hábitat pueden derivar en la disminución del éxito reproductivo de especies nativas, tanto en especies con polinización anemófila como en las de polinización entomófila. Hasta la realización de este trabajo, no se contaba con datos de viabilidad polínica para especies endémicas del pastizal pampeano. Los porcentajes de viabilidad resultaron notablemente altos en todas las especies estudiadas. Este dato resulta importante teniendo en cuenta que se trata de especies endémicas cuya conservación debe ser considerada. Entre las especies estudiadas, la producción polínica por antera de aquellas con polinización anemófila resultó ser mayor. Entre las especies de Poaceae estudiadas los valores de producción polínica resultaron directamente proporcionales al tamaño de las anteras.

Todos estos datos son relevantes para la adopción de planes de acción conservacionistas que aseguren la supervivencia de estas especies en el largo plazo.

Summary

Aerobiology is the study of biological particles (pollen grains, fungal and fern spores, and invertebrates, among others) passively transported by the wind. In Argentina numerous studies were carried out on airborne pollen in the atmosphere of several cities, but few were done in non urban areas. Parque Provincial Ernesto Tornquist is one of the few remnant grassland areas representative of the Southern Pampas District, in the Pampas Phytogeographic Province. In the surrounding region the native vegetation has been altered or destroyed as a consequence of agriculture, cattle grazing and other anthropic activities such as tourism and afforestation with exotic species

The objectives of this work were to obtain information about airborne pollen and spores in natural areas of the Pampas grassland and inquire about the pollen viability of selected endemic species of the region. For these purposes two different sampling

methods were used, one volumetric and the other gravimetric. To estimate pollen viability the triphenyltetrazolium chloride technique was employed.

According to the results, the pollen composition of the atmosphere is a good mirror of the region plant communities. Long drought periods resulted in lower amounts of collected airborne pollen during the period June 2007- May 2008 as compared with the other two sampling periods using both sampling methods. In spite of the discrepancies observed between the values obtained in both cases, the gravimetric sampler (Tauber type) supplied more complete data and less dependent on the weather conditions than the volumetric sampler (Rotorod type). The values for herbaceous pollen types using the gravimetric samplers at ground level were higher than those corresponding to samplers mounted at a higher level. The arboreal pollen types recorded belonged to exotic species, being the *Pinus* species one of the main cases of biological invasion in the area.

Decrease of the areas covered with natural vegetation and habitat fragmentation may impair the reproductive success of native species in both anemophilous or entomophilous pollination systems. No estimation of pollen viability of endemic species of the Pampas grassland were found in the bibliography prior to this study. The percentages of viability measured were high for all the studied species. The number of pollen grains per anther was higher for wind pollinated species and within the family Poaceae, the number of pollen grains per anther was proportional to the anther size. All these data are relevant to design action plans oriented to ensure the long term survival of threatened species.

ÍNDICE

PREFACIO	II
AGRADECIMIENTOS	IV
RESUMEN	VII
SUMMARY	X
ÍNDICE	XII
ÍNDICE DE FIGURAS	XV
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN GENERAL Y ANTECEDENTES	1
PRINCIPIOS BÁSICOS DE LA AEROBIOLOGÍA	3
AEROBIOLOGÍA EN LA ARGENTINA	4
AEROBIOLOGÍA APLICADA	5
Medicina	5
Agricultura	6

Cambio climático	6
Contaminación atmosférica	6
Biodeterioro	7
Palinología forense.....	7
METODOLOGÍA AEROBIOLÓGICA.....	7
Muestreadores de precipitación	9
Muestreadores de impacto	10
MORFOLOGÍA POLÍNICA	13
Simetría	16
Tamaño	16
Forma	17
Tamaño	18
Pared.....	18
PROCESOS AEROBIOLÓGICOS	20
FACTORES QUE INFLUYEN SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE POLEN EN EL AIRE	22
CAPÍTULO II: OBJETIVOS	24
OBJETIVO GENERAL	24
OBJETIVOS PARTICULARES	24
HIPÓTESIS.....	25
CAPÍTULO III: DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	27
CAPÍTULO IV: MUESTREO GRAVITACIONAL.....	36
INTRODUCCIÓN	36
MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
RESULTADOS.....	43
DISCUSIÓN	49
CAPÍTULO V: MUESTREO VOLUMÉTRICO	53
INTRODUCCIÓN	53
MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
RESULTADOS.....	59
Análisis de los tipos polínicos que representan más del 1% del espectro polínico total	63
DISCUSIÓN	84
CAPÍTULO VI: VIABILIDAD Y PRODUCCIÓN POLÍNICA	89

INTRODUCCIÓN	89
Pruebas de actividad enzimática	92
Tinciones	93
MATERIALES Y MÉTODOS.....	93
<i>Luzula excelsa</i> Buchenau (Juncaceae) (Lámina 1).....	94
<i>Bromus bonariensis</i> Parodi et Cámara (Poaceae) (Lámina 1)	96
<i>Festuca ventanica</i> Spegazzini (Poaceae) (Lámina 2).....	96
<i>Poa iridifolia</i> Hauman (Poaceae) (Lámina 2).....	96
<i>Mimosa rocae</i> Lorentz et Niederlein (Fabaceae) (Lámina 3).....	96
<i>Pavonia cymbalaria</i> St. Hil. et Naud. (Malvaceae) (Lámina 3).....	99
RESULTADOS.....	99
<i>Luzula excelsa</i> Buchenau	99
<i>Bromus bonariensis</i> Parodi et Cámara	99
<i>Festuca ventanica</i> Spegazzini.....	99
<i>Poa iridifolia</i> Hauman.....	99
<i>Mimosa rocae</i> Lorentz et Niederlein.....	100
<i>Pavonia cymbalaria</i> St. Hil. et Naud.....	100
DISCUSIÓN	100
CONCLUSIONES GENERALES.....	103
APÉNDICE I: LISTADO DE ESPECIES VEGETALES CITADAS PARA EL PARQUE	
PROVINCIAL ERNESTO TORNQUIST	105
APÉNDICE II: PERÍODO DE FLORACIÓN DE LAS ESPECIES PRESENTES EN LOS SITIOS DE	
MUESTREO	133
APÉNDICE III: SOLUCIONES REACTIVAS PARA PRUEBAS DE ACTIVIDAD ENZIMÁTICA EN	
GRANOS DE POLEN	142
Nitroazul de tetrazolio (Hauser et Morrison, 1964).....	142
2,3,5-cloruro de trifeniltetrazolio (Cook et Stanley, 1960) o 2,5-bromuro de	
difenilmonotetrazolio (Norton, 1966).....	142
Reacción peroxidasa (King, 1960).....	143
X-gal (Singh et al., 1985; Trognitz, 1991).....	143
Reacción Fluorocromática (FCR).....	144
APÉNDICE IV: DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS EN LOS ENSAYOS DE	
VIABILIDAD Y GERMINACIÓN	145

<i>Luzula excelsa</i> Buchenau	145
<i>Bromus bonariensis</i> Parodi et Cámara	146
<i>Festuca ventanicola</i> Spegazzini.....	146
<i>Poa iridifolia</i> Hauman.....	147
<i>Mimosa rocae</i> Lorentz et Niederlein.....	148
<i>Pavonia cymbalaria</i> St. Hil. et Naud.....	149
BIBLIOGRAFÍA.....	150

Índice de figuras

Figura 1: Muestreador Durham (Agashe et Caulton, 2009).....	9
Figura 2: Diagrama de Rotorod modelo 40 (Agashe et Caulton, 2009)	10
Figura 3: Esquema del muestreador Burkard 7-days recording (Lacey et West, 2006).....	11
Figura 4: Esquema del muestreador Cyclone Sampler (Lacey et West, 2006).....	12
Figura 6: Unidades de dispersión de polen.....	14
Figura 7: Modelos de asociación del polen en tétrades. A) Tétrade tetrahédrica. B) Tétrade tetragonal (Agashe et Caulton, 2009).	15
Figura 8: Esquema de granos de polen y esporas mostrando los ejes polar (p) y ecuatorial (e) y los polos distal (pd) y proximal (pp) (Agashe et Caulton, 2009).....	16
Figura 9: Clasificación de los granos de polen según tipo y número de aperturas (Agashe et Caulton, 2009).....	19
Figura 10: Procesos aerobiológicos según Spieksma (1992).....	20
Figura 11: Ubicación geográfica del Parque Provincial Ernesto Tornquist (INTA, 2014).....	28
Figura 12: Mapa de la clasificación climática de Köppen-Geiger, extraído de Kottek et al. (2006). 31	
Figura 13: Precipitaciones mensuales registradas durante el período 2006-2009.	32
Figura 14: Diagrama del muestreador Tauber utilizado para la toma de muestras.	39
Figura 15: Imagen aérea de la ubicación de los cinco muestreadores Tauber en el cerro Ventana	41
Figura 16: Imagen aérea de la ubicación de los muestreadores volumétricos (MV) en el cerro Ventana	56

Figura 17: Muestreadores volumétrico y gravimétrico sobre poste de 1.5 m.....	57
Figura 18: Concentración total de granos de polen/m ³ por muestra y muestreador durante el primer período de estudio.....	59
Figura 19: Concentración total de granos de polen/m ³ por muestra y muestreador durante el segundo período de estudio.....	60
Figura 20: Concentración total de granos de polen/m ³ por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.....	61
Figura 22: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 822 m s. m. (MV2).....	62
Figura 21: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 649 m s. m. (MV1).....	62
Figura 23: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 950 m s. m. (MV3).....	63
Figura 24: Concentración de Alnus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.	65
Figura 25: Concentración de Cupressus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante los tres años de estudio.	67
Figura 26: Concentración de Eucalyptus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante los tres años de estudio.	68
Figura 27: Concentración de Morus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio	70
Figura 28: Concentración de Pinus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio	73
Figura 29: Concentración de Ulmus (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.	75
Figura 30: Concentración de Ambrosia (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.....	76
Figura 31: Concentración de Anemone (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.	78
Figura 32: Concentración de Brassica (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.	79
Figura 33: Concentración de Chenopodium (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.	81
Figura 34: Concentración de Eryngium (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.	82
Figura 35: Concentración de Poa (granos de polen/m ³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.	83

CAPÍTULO I: Introducción general y antecedentes

Las partículas dispersadas en el aire se denominan aerosoles. Las algas, pelos de las hojas, semillas, fragmentos de plantas y materiales volátiles también están presentes en los aerosoles. El polen constituye una pequeña parte del aeroplankton presente en la atmósfera. Los aerosoles pueden recorrer distancias cortas, o pueden elevarse a los estratos superiores de la atmósfera y viajar largas distancias antes de ser depositados. El tamaño, volumen, densidad, morfología y otras propiedades en conjunto inciden en la manera y velocidad con que las partículas son transportadas por el aire. Las esporas y granos de polen, a menudo, funcionan como portadores de contaminantes del aire. El término Aerobiología se refiere al estudio del comportamiento de una suspensión de partículas, tanto viables como no viables, cuya transferencia de un sitio a otro se rige por propiedades atmosféricas.

Los escritores clásicos creían que el viento traía enfermedades al hombre, los animales y los cultivos. Hipócrates (siglo V A.C.) sostenía que los hombres eran atacados por fiebres epidémicas cuando inhalaban el aire infectado con “contaminaciones hostiles a la raza humana”. Lucrecio (siglo I A.C.) observó el centelleo de motas en un rayo de sol en un oscuro cuarto y llegó a la conclusión de que su movimiento debía ser el resultado del bombardeo por innumerables átomos invisibles moviéndose en el aire (Lacey *et West*, 2006). Después de Lucrecio, tomó más de 1500 años antes de que los científicos empezaran a darse cuenta de la diversidad de las partículas de vida presentes en el aire. Micheli (1679-1737) fue un botánico en Florencia que, al colocar esporas de mohos sobre rebanadas de fruta, demostró que eran "semillas" de los mohos. Como algunas rebanadas de control se contaminaron, él concluyó que las esporas de los mohos se distribuían a través del aire. En sus cartas a la Royal Society en 1680 Anton van Leeuwenhoek informó que él era capaz de ver diminutos organismos con sus lentes hechos a mano, y más tarde llegó a suponer que “animálculos podrían ser arrastrados por el viento, junto con el polvo que flota en el aire” (Lacey *et West*, 2006).

Koelreuter (1766) fue el primero en reconocer la importancia de la polinización por el viento para algunas plantas y de la polinización por insectos para las demás. Sprengel (1793) llegó a la conclusión de que las flores que carecen de corola suelen ser polinizadas de manera mecánica por el viento y producen grandes cantidades de polen ligero y fácil de transportar, gran parte del cual no cumple su objetivo o se elimina por lavado del aire por la lluvia (Lacey *et West*, 2006).

A principios del siglo XIX se reconoció que el polen de muchas especies de plantas con flor y las esporas de helechos, musgos y hongos, así como los protistas, solían ser liberados en el aire y transportados por el viento. Ehrenberger (1833) obtuvo evidencia de que pequeñas partículas microscópicas podían ser llevadas a grandes distancias por el viento y citó 67 tipos de organismos en el polvo recogido por Charles

Darwin cerca de las islas de Cabo Verde en 1833 durante su viaje en el Beagle (Lacey *et West*, 2006).

El observatorio de Montsouris, situado al sur de París, fue creado en 1871 para registrar datos necesarios para la meteorología y la agricultura. Miquel fue el primero en hacer un estudio a largo plazo de la carga microbiana de la atmósfera por métodos volumétricos. Él utilizó una bomba de agua para producir una succión de 20 litros de aire por hora a través de un orificio para incidir sobre un portaobjetos de vidrio recubierto con glicerina (Lacey *et West*, 2006).

Durante el último siglo se han incorporado nuevas tecnologías tendientes a mejorar el estudio de los granos de polen en el aire. De este modo, y de la mano del patólogo vegetal F. C. Meier, durante la década de 1930, surge la Aerobiología como la disciplina científica que se dedica al estudio de los granos de polen, esporas de hongos y bacterias contenidos en la atmósfera (Hyde, 1952). Es el mismo Meier quien distingue a la Aeropalinología de la Aerobiología al definir a la primera como la rama de la segunda que se focaliza en las concentraciones de polen y esporas en la atmósfera.

A principios del siglo XX se desarrollaron los primeros sistemas de captura de polen en la atmósfera. Paralelamente, se publican los trabajos de Erdtman (1952, 1966, 1969) y Faegri (1956) sobre morfología polínica y metodología aerobiológica, y Hirst (1952) diseña un muestreador volumétrico que permite conocer las oscilaciones horarias y diarias de la concentración de partículas presentes en el aire.

Principios básicos de la aerobiología

Phillip Gregory ha sido llamado el padre de la aerobiología moderna y fue su obra la que inició el camino para establecer muchos de los principios básicos del muestreo del aire (Hirst, 1990, 1992; Lacey *et al.*, 1997). En 1945 publicó su trabajo “La dispersión de

las esporas en el aire" en el cual mostró una clara comprensión de los factores físicos que controlan la dispersión de esporas y polen. Algunos de los primeros experimentos de Gregory utilizaban esporas de *Lycopodium* y sus resultados mostraron que muchos experimentos cuidadosos eran necesarios para explicar cómo el tamaño de las partículas, la velocidad del viento, la turbulencia y las dimensiones y configuración de las superficies de captura afectaban la deposición de las partículas. Estas propiedades físicas fueron estudiadas utilizando un túnel de viento que tenía unos 30 cm de sección transversal y permitía variar las velocidades del viento de 0 a 10 m/seg (Gregory, 1951; Gregory *et Stedman*, 1953). La obra fue continuada por Stedman, Hirst y Last.

Gregory define a la Aerobiología como "la ciencia que estudia las partículas, viables o no, que son transportadas pasivamente por el viento". De esta manera, se introduce en el concepto la interacción de los factores meteorológicos. Posteriormente, Pathirane (1975) la describe como "la ciencia que estudia la liberación, dispersión, transporte, deposición e incidencia atmosférica de los granos de polen, esporas y otros organismos aerovagantes". Leuschner, Boehm, Lebowitz y O'Rourke amplían dicha definición al incluir a las partículas no bióticas presentes en la atmósfera (Lebowitz *et O'Rourke*, 1991; Spiexsma, 1992).

Aerobiología en la Argentina

En la Argentina, la aerobiología es una disciplina relativamente nueva. Los trabajos sobre polen aerotransportado son pocos en comparación con países europeos en los que la disciplina se encuentra muy desarrollada. La metodología utilizada en los estudios que se han llevado a cabo en el país es variada.

Con el muestreador Hirst se han realizado numerosos trabajos, principalmente en Bariloche (Bianchi *et al.*, 1992; Gassmann *et al.*, 2002), Buenos Aires (Majas *et al.*, 1992;

Majas *et* Romero, 1992; Noetinger *et* Romero, 1997), La Plata (Nitiu. 2006; Nitiu *et* Romero, 2002) y Mar del Plata (Bianchi, 1992, 1994; Gassmann *et* Pérez, 2006; Latorre, 1997, 1999; Latorre *et* Pérez, 1997; Pérez *et al.*, 2001; Pérez *et* Páez, 1998).

En ciudades como Bahía Blanca (Murray, 2007; Murray *et al.*, 2010), Córdoba (Ferrer *et* Costa, 2000) y Rosario (Gattuso *et al.*, 2003) se han realizado muestreos aerobiológicos con Rotorod. En Santiago del Estero se ha utilizado el muestreador Durham (García de Albano, 1993).

Se han utilizado trampas Tauber en ciudades como Bahía Blanca (Aramayo *et al.*, 1992; Borromei *et* Quattrocchio, 1990), Corrientes (Cuadrado, 1979), Diamante (Latorre *et* Caccavari, 2006) y Posadas (Paul *et al.*, 2000) y en áreas naturales como la Laguna de Mar Chiquita (Pérez *et al.*, 2009) y el Parque Nacional Lihue Calel (Naab, 2004).

En áreas naturales cercanas a Bahía Blanca se han realizado estudios de polen atmosférico en la reserva natural Marahué (Murray *et al.*, 2007), el Salitral de la Vidriera (Murray *et al.*, 2008) y las dunas costeras de Monte Hermoso (Fontana, 2003, 2004).

Aerobiología aplicada

Medicina

Esta es la aplicación más importante de la Aerobiología. La información sobre el contenido de esporas y polen en el aire resulta de suma importancia para los profesionales de la salud y las personas que padecen alergia al polen. En los últimos años se han detectado también problemas relacionados con esporas de hongos en edificios inteligentes (Burge, 2004; Cooley *et al.*, 1998) y ambientes húmedos con escasa ventilación (Comtois *et* Marcoux, 1999).

Agricultura

Algunas de las líneas de aplicación de la aerobiología en la agricultura son los estudios fenológicos, el control de plagas fúngicas y de malezas, y el pronóstico de cosechas. Se han realizado diversos trabajos tendientes a predecir características tales como el inicio y concentración de polen de la estación polínica (Larsson *et Nilsson*, 1991; Galán *et al.*, 1998). Numerosos trabajos relacionan las concentraciones de esporas en la atmósfera con las enfermedades fúngicas en comunidades vegetales (Díaz *et al.*, 1997; Burt *et al.*, 1998). El rendimiento agrícola depende de la producción previa de polen y es en este sentido que la aerobiología se aplica a la predicción de cosechas (González Minero *et al.*, 1998; Fornaciari *et al.*, 2002; Galán *et al.*, 2004).

Cambio climático

El estudio de la lluvia polínica constituye un método para la reconstrucción de la vegetación teniendo en cuenta que la concentración de polen en la atmósfera y en los sedimentos representa el paisaje vegetal. En trabajos recientes se ha estudiado la influencia del calentamiento global de la atmósfera en el inicio de la floración de algunas especies (Emberlin *et al.*, 1997; Jäger *et al.*, 1996; Jenouvrier *et Visser*, 2011) así como la relación entre los parámetros atmosféricos y la concentración de esporas y polen en el aire (Green *et al.*, 2004; Katial *et al.*, 1997; Peternel *et al.*, 2004).

Contaminación atmosférica

La relación entre granos de polen y esporas y los contaminantes atmosféricos ha sido estudiada en numerosos trabajos (Bachmann, 2008; Comtois *et Schemenauer*, 1991; D'Amato, 2000; Ladeau *et Clark*, 2006; Słomka *et al.*, 2010).

Biodeterioro

Las partículas biológicas presentes en el aire pueden dañar materiales de patrimonio histórico y/o cultural. Esto sucede cuando esporas de hongos y algas germinan sobre la superficie y esta es una de las últimas líneas de trabajo desarrolladas dentro de la Aerobiología (Aira *et al.*, 2007; Gorbushina *et al.*, 2004; Hoang *et al.*, 2010; Milanesi *et al.*, 2006; Ortega-Calvo *et al.*, 1991).

Palinología forense

La Palinología forense es una rama de la palinología aplicada, que se ocupa del uso del polen como evidencia en la detección de delitos. Cada tipo de polen tiene características distintivas (tipos morfológicos) que ayudan en el reconocimiento de la planta que le dio origen y esto puede resultar de gran ayuda cuando se encuentra polen en la escena de un delito. Entre las aplicaciones de la palinología forense se encuentran: construir un perfil del sospechoso, reducir la lista de posibles sospechosos, apuntar la investigación en la dirección correcta, determinar el contenido y origen geográfico de productos alimenticios, determinar la temporada en que se cometió un delito, etc.

Metodología aerobiológica

Los métodos de muestreo utilizados en aerobiología se basan en principios físicos tales como el impacto, la succión, la filtración, la precipitación electrostática y la deposición gravitacional (Tabla 1). A la hora de elegir un método de muestreo deben tenerse en cuenta los objetivos del trabajo, la eficiencia en la captación de partículas, y la compatibilidad con los métodos analíticos.

MÉTODOS DE MUESTREO AEROBIOLÓGICO		
Muestreadores de precipitación	Deposición gravitacional	Placas de Petri
		Muestreador Durham
		Muestreador Tauber
	Precipitación electrostática	Precipitación electrostática
	Precipitación térmica	Precipitación térmica
Muestreadores de impacto	Impacto por succión	Muestreador Hirst
	Impacto en cascada	Muestreador Andersen
	Muestreadores inerciales y ciclónicos	Muestreador Rotorod
		Muestreador ciclónico
Muestreadores de filtración	Filtros sólidos	Filtros de fibra
		Muestreador Cour
		Filtros por membrana
		Filtros por cassettes
	Filtrado en medio líquido	Muestreador McLeod
		Multi-Stage Liquid Impinger
Muestreadores biológicos	Técnicas de biología molecular	Sin nombre particular
	Técnicas Inmunológicas	Sin nombre particular

Tabla 1: Métodos de muestreo utilizados en estudios aerobiológicos

Muestreadores de precipitación

Deposición gravitacional

Se basa en la existencia de una superficie horizontal sobre la que se depositan las partículas por efecto de la fuerza de gravedad. La eficacia varía en función del tamaño de las partículas, velocidad y dirección del viento y concentración de las partículas en el aire. Dentro de esta categoría se encuentran los muestreadores Durham (Figura 1) y Tauber (ver Capítulo V).

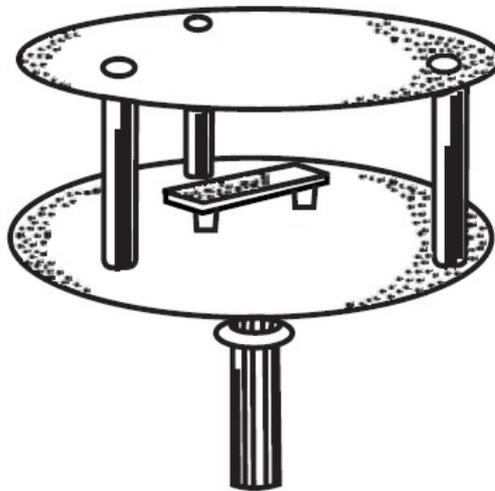


Figura 1: Muestreador Durham (Agashe et Caulton, 2009)

Precipitación electrostática y térmica

En general, estos métodos se utilizan para captar partículas de tamaño pequeño. En el caso de la precipitación electrostática, las partículas se cargan eléctricamente y son atraídas hacia un electrodo de carga opuesta. En la precipitación térmica, el flujo de aire entra en el muestreador y las partículas son conducidas desde una superficie caliente hacia otra fría.

Muestreadores de impacto

Muestreadores inerciales

La eficiencia de captación de los muestreadores que basan su funcionamiento en la inercia que adquieren las partículas por efecto del viento depende de la velocidad de este, la morfología de las partículas, y el tamaño del colector. Entre los muestreadores más conocidos se encuentran los equipos Rotorod (Figura 2) y Rotoslide

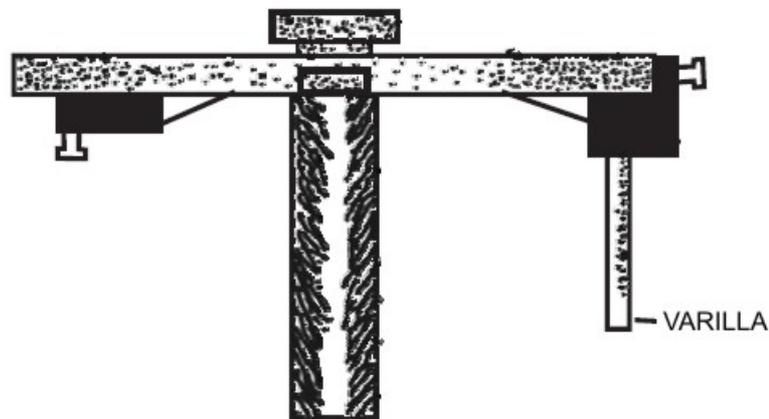


Figura 2: Diagrama de Rotorod modelo 40 (Agashe et Caulton, 2009)

En el caso del Rotorod, el desarrollo de un muestreador basado en el impacto de partículas sobre brazos que giran en el aire, fue un avance importante para la aerobiología. Los granos de polen capturados en la barra colectora son identificados con un microscopio óptico compuesto. El resultado ("recuento de polen") se expresa en términos del volumen de aire muestreado e indica el nivel de polen en el aire durante el período en que se toma la muestra. La desventaja de este tipo de muestreador es que no pueden operar por períodos continuos prolongados.

Impacto por succión

En este método de muestreo una bomba de vacío fuerza la entrada del aire. Para la captación de las partículas se pueden emplear métodos de filtración, impacto, precipitación térmica o electrostática, o intrusión en líquido. Estos muestreadores permiten un registro continuo y su eficacia depende de la velocidad del viento y del tamaño de las partículas. Entre los muestreadores más conocidos de este tipo se encuentran los fabricados por Lanzoni S.R.L. (Lanzoni VPSS 2000), Burkard Manufacturing Co. Ltd. [Burkard 7-days recording (Figura 3) y Cyclone Sampler (Figura 4)] y Andersen Instruments Inc. (Andersen GS2310 Series).

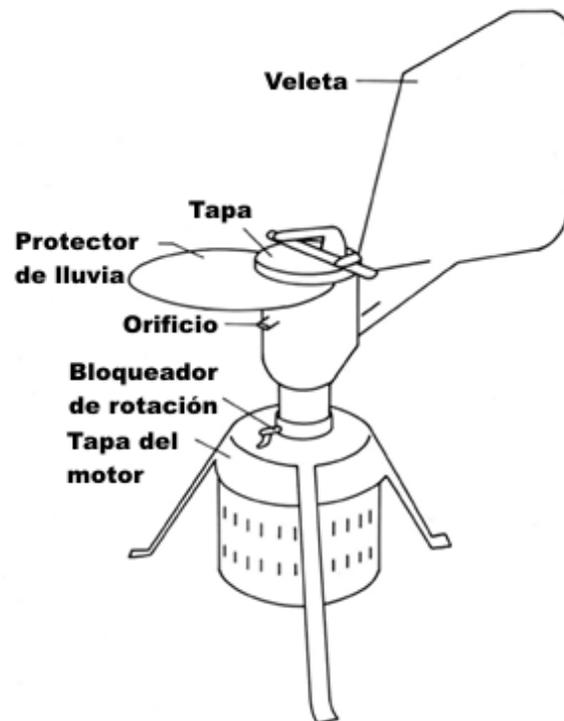


Figura 3: Esquema del muestreador Burkard 7-days recording (Lacey et West, 2006)

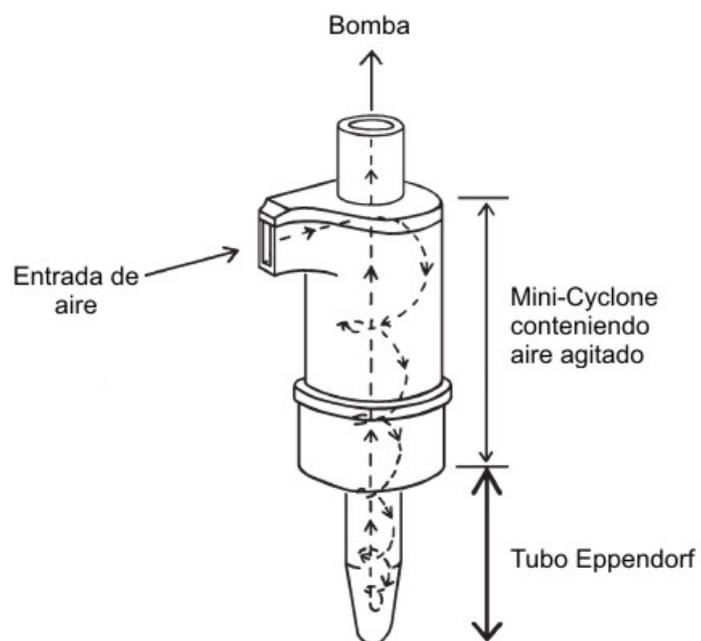


Figura 4: Esquema del muestreador Cyclone Sampler (Lacey et West, 2006)

Morfología polínica

Los granos de polen son los microsporos de las plantas con flor, que contienen los gametófitos masculinos. Tienen una pared exterior extremadamente resistente (exina) y una pared interior más blanda de celulosa (intina) que rodea el citoplasma con las células vegetativas y generativas (núcleos), y orgánulos. Los granos de polen pueden liberarse en diferentes unidades de dispersión: aislados (mónades), unidos de a dos (díades) [como en *Scheuzeria palustris*], de a cuatro (tétrades) [Ericaceae y Juncaceae], o múltiples de cuatro (políades) [*Acacia* sp.] (Figura 5). En Orchidaceae y Asclepiadoideae el contenido completo de una antera se libera en masa (polinios).

El estudio de la morfología del polen es una de las ramas más importantes y fundamentales de la palinología. La correcta identificación del polen y esporas de plantas es una condición previa para la explotación de sus aplicaciones. Los granos de polen maduros varían en tamaño, forma y color. El tamaño de la mayoría de los granos de polen se encuentra en un rango entre 20-30 μm . Algunos son muy pequeños, por ejemplo el de *Myosotis verna* mide 18 μm , mientras que otros son tan grandes como los de *Cymbopetalum odoratissimum* (Annonaceae) que llegan a medir 350 μm de diámetro. Es importante tener en cuenta al examinar los granos de polen con vistas a su identificación, que son los productos de un sistema biológico que está sujeto a variación. Algunos de los caracteres morfológicos de los granos de polen son: simetría, tamaño y forma, pared, estratificación de la exina, ornamentación y aberturas. De todos ellos, los tres últimos parecen ser los caracteres morfológicos más importantes en la identificación y clasificación básica del polen.

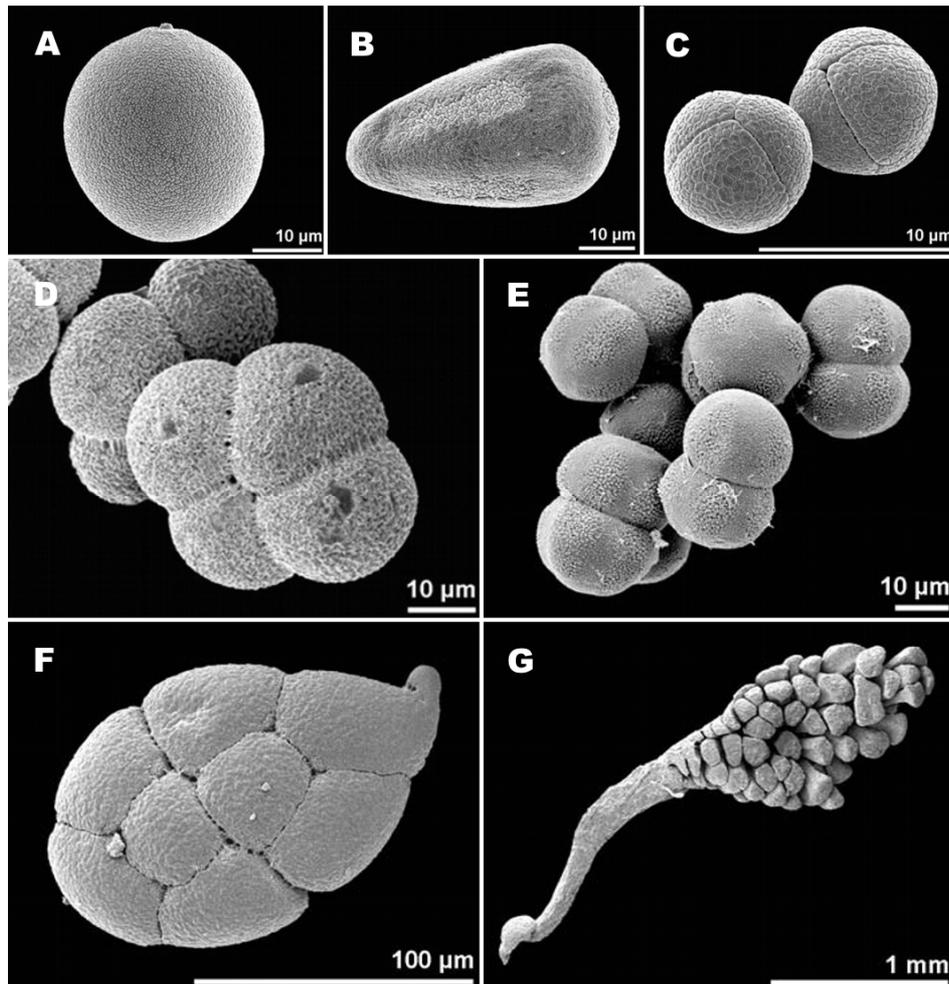


Figura 5: Unidades de dispersión de polen

A: mónade, *Dactylis glomerata* (Poaceae). **B:** pseudomónade, *Schoenoplectus palustris* (Cyperaceae). **C:** tétrade tetrahédrica, *Mimosa pudica* (Fabaceae). **D:** tétrade tetragonal, *Typha latifolia* (Typhaceae). **E:** díade, *Polypleurum stylosum* (Podostemaceae). **F:** políade, *Calliandra emarginata* (Fabaceae). **G:** polinio, *Ophrys sphegodes* (Orchidaceae) (Hesse *et al.*, 2009).

La pared (exina) de los granos de polen tiene aberturas, que toman la forma de perforaciones circulares (poros) o surcos (colpos) que pueden estar presentes en el mismo grano. La superficie de la exina puede variar considerablemente en su estructura: lisa, granulosa, estriada, reticulada, con espinas, etc. Ciertas familias, por ejemplo Asteraceae, muestran una gran variedad de formas: granos con espacios grandes (fenestra), como *Taraxacum officinale*, *Hieracium* spp. y *Sonchus* spp., mientras que otras tienen espinas en diferente número y longitud, por ejemplo *Senecio* spp. Las

especies del género *Artemisia* tienen granos de tres lóbulos. El polen de Poaceae tiene, en cambio, una morfología más simple, de forma redondeada y paredes delgadas con un único poro. El polen de las gramíneas puede diferenciarse entre el correspondiente a las del tipo cereal y a las de tipo silvestre, siendo el polen de las primeras de mayor tamaño (*Avena nuda* L., *A. sativa* L., *Hordeum murinum* L., *Leymus arenarius* (L.) Hochst., *Secale cereale* L., *Triticum aestivum* L., *T. compactum* Host, *T. spelta* L., *Zea mays* L.) (Erdtman, 1943).

Considerando la tétrada como punto de partida, podemos discernir la polaridad y la simetría. Las tétradas pueden ser tetrahédricas, tetragonales, romboidales, lineales, etc. (Figura 6). En dicotiledóneas domina el tipo tetrahédrico, mientras que en monocotiledóneas predominan los tipos tetragonal y romboidal. En los granos de polen se distinguen los ejes polar y ecuatorial, diámetros polar y ecuatorial, polos distal y proximal, caras distal y proximal (Figura 7). Con referencia a esto, es posible describir la ubicación de diversas características morfológicas de los granos de polen y esporas. Los granos de polen o esporas pueden tener polos similares (grano isopolar), casi iguales (grano subisopolar), o diferentes (grano heteropolar).

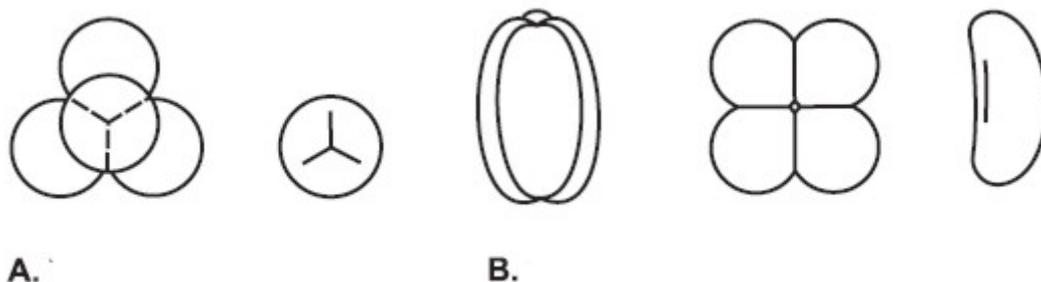


Figura 6: Modelos de asociación del polen en tétradas. A) Tétrada tetrahédrica. B) Tétrada tetragonal (Agashe et Caulton, 2009).

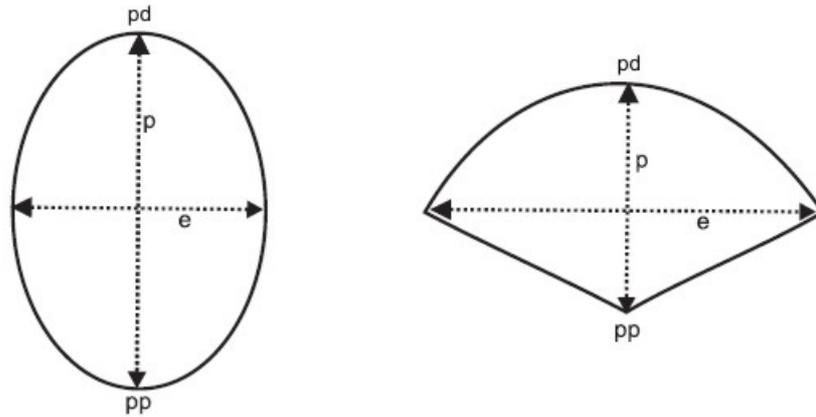


Figura 7: Esquema de granos de polen y esporas mostrando los ejes polar (p) y ecuatorial (e) y los polos distal (pd) y proximal (pp) (Agashe et Caulton, 2009).

Simetría

Los granos de polen y esporas pueden ser simétricos o asimétricos. Los asimétricos no tienen planos de simetría. En la mayoría de las dicotiledóneas son radialmente simétricos, mientras que en la mayoría de las monocotiledóneas y dicotiledóneas primitivas son bilaterales. En pteridófitas son comunes las esporas con simetría bilateral.

Tamaño

El tamaño es importante cuando las diferencias estructurales son insuficientes para distinguir las especies. Los granos de polen de angiospermas pueden oscilar entre 5 y 200 μm de diámetro; sin embargo, la mayoría de los granos de angiospermas se encuentran entre 25 y 100 μm de diámetro. Muy pocos granos de polen tienen un diámetro menor de 5 μm (Boraginaceae, Piperaceae, Cunoniaceae, Crypteroniaceae), en tanto que granos de polen que exceden los 200 μm de diámetro se registran en ciertas especies de Dispsacaceae, Nyctaginaceae, Onagraceae, Malvaceae y Cucurbitaceae.

Muchas veces parece existir una relación inversa entre el tamaño y el número de polen producido por antera. En general, el polen de las plantas anemófilas es pequeño y el de las plantas entomófilas es grande.

El polen de la mayoría de las especies tiene un rango limitado de tamaño, siendo la excepción las especies heteromórficas. Se han registrado diferencias de tamaño significativas en especies con distilia (Ornduff, 1975, 1980) y tristilia (Weller, 1981). En especies heteromórficas de Lythraceae y Oxalidaceae se observan diferencias de tamaño en el polen producido por estambres de distintos ciclos (Barrett *et* Glover, 1985).

Forma

La forma del polen es a menudo un carácter morfológico importante y varía en diferentes vistas. El esquema en vista polar o Amb (latín Ambitus) es circular, triangular, cuadrado, pentagonal, redondeado, de tres lóbulos o de otras formas geométricas. Los granos de polen y las esporas también difieren considerablemente en sus contornos, paredes y vértices. Los granos de polen bilaterales pueden ser plano-convexo, cóncavo-convexo, o biconvexos en vista lateral.

Erdtman (1943) sugirió una terminología para describir las formas de los granos de polen sobre la base de la relación entre los ejes polar y ecuatorial (P: E). En la vista ecuatorial la relación entre los ejes polar y ecuatorial multiplicada por 100 da una indicación de la forma. Los siguientes términos se utilizan para describir la forma de los granos de polen.

Formas del grano de polen

- A. Peroblado- $P:E \times 100 \leq 50$
- B. Oblado- $P:E \times 100 = 70$ a 75

- C. Suboblado- $P:E \times 100 = 89$ a 100
- D. Prolado esferoidal- $P:E \times 100 = 101$ a 114
- E. Subprolado- $P:E \times 100 = 115$ a 133
- F. Prolado- $P:E \times 100 = 134$ a 200
- G. Perprolado- $P:E \times 100 \geq 200$

Tamaño

Walker y Doyle (1975) establecen las siguientes seis clases de tamaño de los granos de polen basados en el diámetro o la longitud del eje más largo.

Tamaño del grano de polen	Longitud del eje mayor (μm)
Diminutos	<10
Pequeños	10-24
Medianos	24-49
Grandes	50-99
Muy grandes	100-199
Gigantes	>200

Tabla 2: Clases de tamaños de los granos de polen

Pared

La pared de los granos de polen es una de las estructuras más notables en las plantas. La pared de los granos de polen de cada especie tiene una estructura particular y esta singularidad permite la identificación cuando se observa el polen bajo el microscopio. Una compleja terminología se ha desarrollado tanto para describir la ornamentación de la pared como el número, tipo y ubicación de las aperturas (Figura 8).

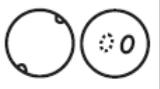
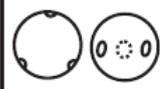
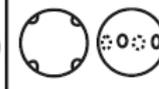
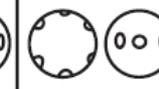
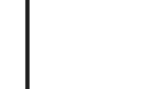
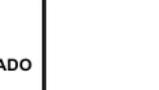
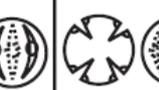
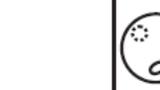
	DI-		TRI-		TETRA-		PENTA-		HEXA-		POLI-	
	Polar	eq.	Polar	eq.	Polar	eq.	Polar	eq.	Polar	eq.	Polar	eq.
ZONOPORADO												
ZONOCOLPADO												
ZONOCOLPORADO												
PANTOPORADO												
PANTOCOLPADO												
PANTOCOLPORADO												

Figura 8: Clasificación de los granos de polen según tipo y número de aperturas (Agashe et Cautlon, 2009)

La pared del grano de polen (esporodermis) comprende dos capas, la exterior (esculpida) se denomina exina y la interior intina. La exina se compone de un complejo de sustancias sintetizadas por el tapetum, conocidas colectivamente como esporopolenina. El componente lipídico actúa como un sello impermeable al agua a fin de proteger el grano contra la desecación. Hay varias funciones atribuibles a la pared del polen:

- brinda protección al citoplasma de los efectos perjudiciales del medio ambiente, manteniéndolo vivo y viable, capaz de germinar en condiciones adecuadas;
- las aperturas proveen los medios para facilitar la transferencia de agua y sustancias que intervienen en la dispersión de polen y la interacción con el estigma de la flor.

Procesos aerobiológicos

La atmósfera es un medio gaseoso que actúa como medio de transporte de partículas orgánicas e inorgánicas en suspensión como en el caso de los granos de polen, esporas de hongos, restos de tejidos vegetales y animales (ácaros e insectos), cuya dispersión por este medio resulta energéticamente menos costosa e incrementa la eficacia de movimientos y la tasa de reproducción. Las partículas inorgánicas, por su parte, se originan principalmente de la actividad industrial y de la utilización de combustibles fósiles para transporte (Cariñanos *et al.*, 1999).

El polen permanece en la atmósfera por una serie de factores, conocidos como "Procesos aerobiológicos" (Figura 9), que intervienen en su formación, liberación y subsistencia. El tiempo de permanencia en la atmósfera es inversamente proporcional al tamaño de las partículas. Las partículas son transportadas a diferentes distancias pudiendo luego sedimentar o ser resuspendidas.

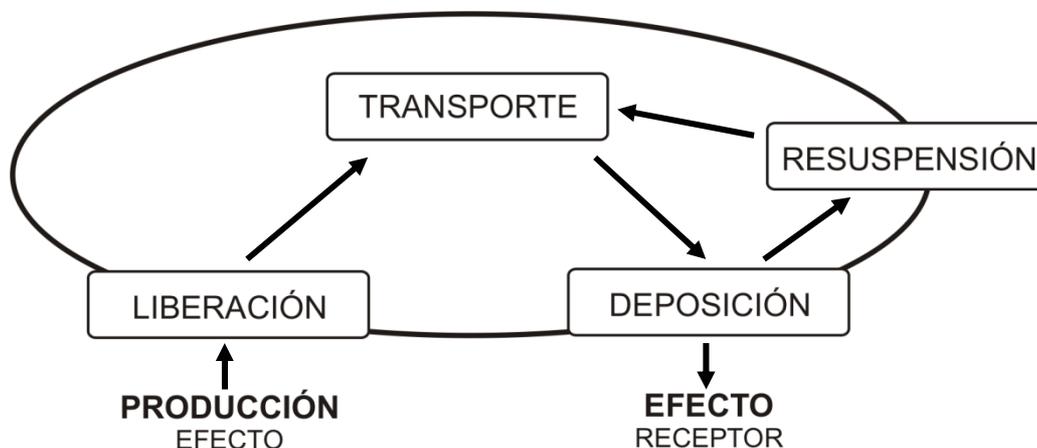


Figura 9: Procesos aerobiológicos según Spieksma (1992).

Cuando se ha desarrollado el grano de polen en las anteras pueden ocurrir dos fenómenos: polinación y polinización (Font Quer, 1993). La primera consiste en la acción y efecto de liberar el polen de las anteras, mientras que la segunda implica que el grano de polen llegue a la estructura reproductiva femenina. En la polinización pueden mediar distintos vectores: viento (anemofilia), agua (hidrofilia), animales (zoofilia), insectos

(entomofilia), etc. En algunas especies vegetales puede existir una combinación entre entomofilia y anemofilia conocida como anfifilia o ambofilia (Culley *et al.*, 2002).

El estudio de la dinámica de la emisión polínica durante el período de floración ha mostrado la incidencia de los factores climáticos, fisiológicos y ecológicos sobre su potencial, siendo los responsables directos de la curva de producción polínica. Además de los factores meteorológicos, la presencia de obstáculos físicos (edificios, montañas, valles, etc.) puede influir en el comportamiento de las partículas liberadas. La estructura que presenta el espectro polínico de un área determinada puede ser traducida entonces en términos de la vegetación que le dio origen distinguiéndose un aporte local, regional y/o extra regional (Faegri *et Iversen*, 1989; Prentice, 1985). En el transporte a escala local las partículas son depositadas cerca de la fuente de producción, mientras que en el transporte a escala regional las partículas ascienden a las capas superiores de la atmósfera y por ello son desplazadas a mayor distancia (Isard *et al.*, 2005).

Las partículas transportadas por la atmósfera pueden finalmente depositarse sobre distintas superficies, recibiendo este fenómeno distintas denominaciones de acuerdo a la causa que lo origina. Si el depósito es provocado por la gravedad se denomina **sedimentación** y afecta principalmente a las partículas de mayor tamaño y/o peso. Cuando la causa es la presencia de un obstáculo, se conoce como **impactación**. Las partículas que han sido depositadas sobre alguna superficie pueden volver a la atmósfera por el proceso conocido como **resuspensión**.

Factores que influyen sobre la concentración de polen en el aire

El contenido de polen en el aire depende de los procesos fisiológicos de las plantas, las interacciones con el medio y factores extrínsecos como las condiciones meteorológicas que pueden influir en los ciclos anuales y estacionales de polinación (Díaz de la Guardia *et al.*, 2006; Galán *et al.*, 1998; Recio *et al.*, 1997; Spiexsma *et al.*, 1995). Los procesos de producción, emisión y dispersión pueden ser explicados por las condiciones de temperatura, precipitación, humedad e insolación, y su resultado depende de la biogeografía, orografía, vegetación y estado fisiológico en que se encuentran las plantas (Díaz de la Guardia *et al.*, 2003).

Los parámetros meteorológicos actúan sobre el contenido de polen en el aire en dos niveles: las etapas previas a la floración, y las etapas de emisión, transporte, dispersión o deposición. La **temperatura** acumulada influye sobre el inicio de la floración de plantas leñosas (Chuine, 2000; Galán *et al.*, 2001; Wielgolaski, 1999). Para cada especie existe un umbral de temperatura específico para la dehiscencia de las anteras. La antesis y emisión de polen responde a los cambios de temperaturas a lo largo del día.

En cuanto a las **lluvias**, las registradas previamente a la floración tienden a incrementar las concentraciones de polen, mientras que, si las precipitaciones se producen durante los períodos de liberación y dispersión se observa un efecto negativo sobre las partículas que deriva en su precipitación al suelo (Belmonte *et Roure*, 1985; Recio *et al.*, 1997). Este efecto es más pronunciado con precipitaciones suaves y prolongadas (Iglesias *et al.*, 1993).

El **viento** es el factor principal para el transporte de las partículas teniendo distintos efectos según su dirección y velocidad.

La **insolación** es un parámetro relacionado con la temperatura y el fotoperíodo, cuyo aumento incrementa la cantidad de polen en el aire ya que facilita la dehiscencia de las anteras (Galán *et al.*, 1995).

La **humedad relativa** influye positivamente sobre el desarrollo y floración de las plantas, y negativamente sobre la dehiscencia de las anteras y nivel de polen en la atmósfera y puede tener efecto sobre la viabilidad y germinación de los granos de polen (Bassani *et al.*, 1994).

CAPÍTULO II: Objetivos

Objetivo general

Determinar la composición polínica de la atmósfera en un área natural del pastizal serrano pampeano, y conocer aspectos relacionados con el potencial reproductivo de especies endémicas.

Objetivos particulares

- Comparar y analizar los resultados obtenidos en los distintos ambientes muestreados en tres períodos anuales consecutivos como consecuencia de las condiciones ambientales imperantes.
- Comparar dos métodos de muestreo aerobiológico: de precipitación (Tauber) y de impacto (Rotorod).

- Medir la producción polínica y viabilidad del polen de algunas especies nativas representativas del pastizal pampeano.

Hipótesis

Se formulan las siguientes hipótesis:

1. Los factores meteorológicos influyen sobre las comunidades vegetales generando respuestas diferentes que se ven reflejadas en los espectros polínicos correspondientes a diferentes años.
2. Pueden observarse diferencias entre los espectros polínicos obtenidos a partir de diferentes métodos de muestreo.
3. Los atributos cualitativos (tipos polínicos) y cuantitativos (cantidad de granos de polen/cm² o cantidad de granos de polen/m³) de los espectros polínicos del ambiente serrano reflejan la respuesta de las comunidades vegetales a los factores ambientales.
4. El éxito reproductivo de especies de distribución muy restringida (endémicas) podría atribuirse a una baja viabilidad del polen producido.

Para poner a prueba la Hipótesis 1 se analizaron los espectros polínicos obtenidos con los métodos de muestreo utilizados, evaluando la escala temporal (interanual y estacional). Los datos obtenidos se compararon con la vegetación circundante, determinando los tipos polínicos atribuibles a la misma o de origen exógeno.

Para poner a prueba la Hipótesis 2 fueron contrastados los resultados obtenidos con los dos métodos de muestreo aplicados, analizando las variaciones de los espectros polínicos obtenidos durante los tres años de estudio.

Para la hipótesis 3 se analizaron los datos obtenidos con las trampas Tauber y Rotorod en distintos ambientes y a diferentes alturas de muestreo.

Para la hipótesis 4 se midió la viabilidad y producción polínica de seis especies endémicas del área.

CAPÍTULO III: Descripción del área de estudio

El sistema de Ventania se ubica al sur de la provincia de Buenos Aires, en los $38^{\circ}10'$ S y entre los $61^{\circ} 45'$ y $62^{\circ} 08'$ W (Figura 10). Cuenta con una divisoria principal de aguas en dirección NW-SE donde se localizan, de N a S, los cerros más altos: Destierro 1° (1172 m s. m.), Ventana (1134 m s. m.), Napostá (1110 m s. m.) y Tres Picos (1239 m s. m.). Sobre las vertientes sudoccidental y nororiental de este eje se ubican divisorias secundarias aproximadamente perpendiculares a la principal. Las pendientes son variables y alcanzan valores mayores a los 70° en los tramos superiores del flanco sudoccidental de los cerros más altos (Frangi *et* Bottino, 1995).

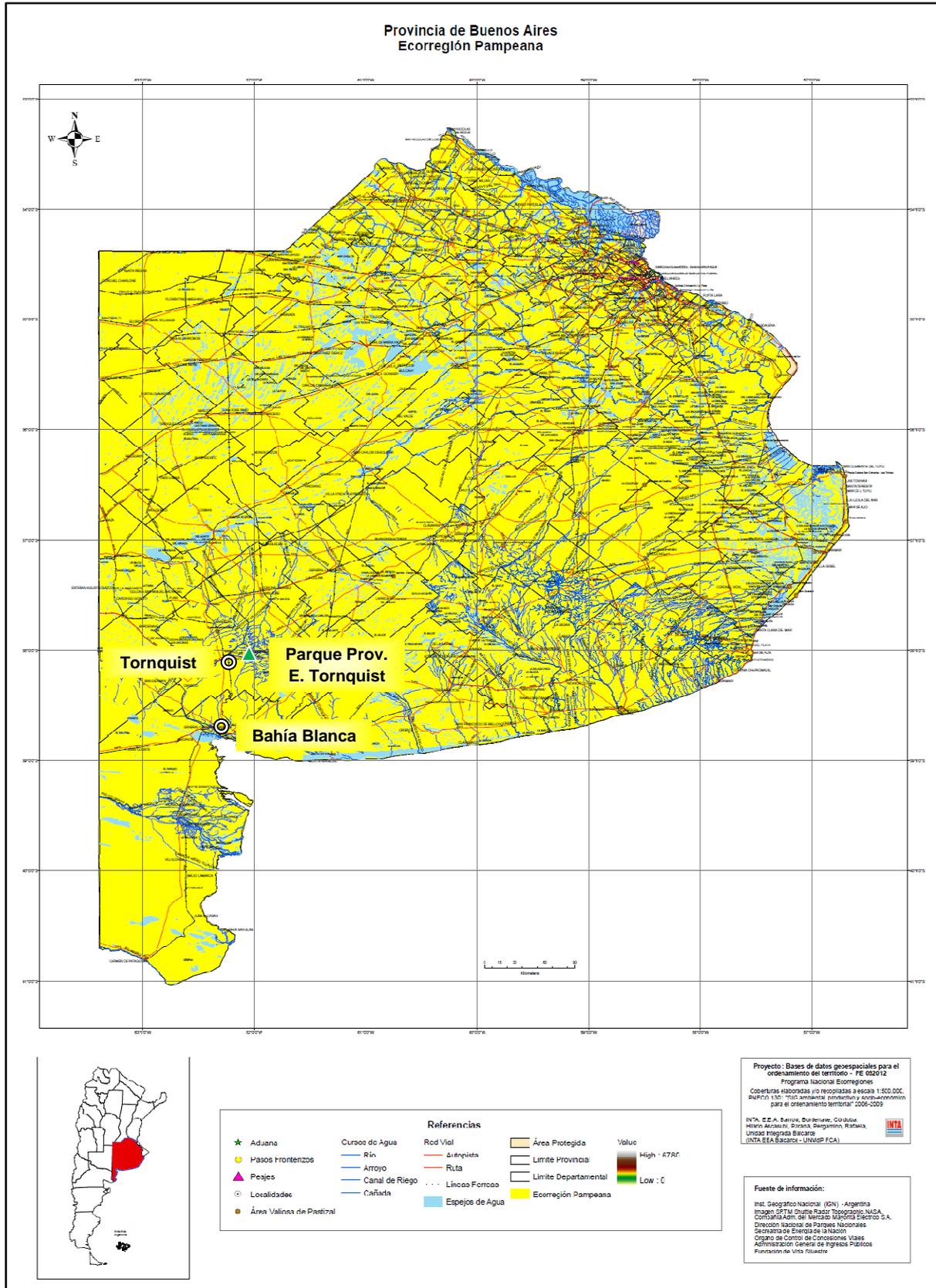


Figura 10: Ubicación geográfica del Parque Provincial Ernesto Tornquist (INTA, 2014)

El plegamiento está formado fundamentalmente por rocas devónicas de la serie Ventana fuertemente plegadas (Harrington, 1947). Se observan conglomerados terciarios adosados a la parte inferior de los cerros más altos en tanto los sedimentos cuaternarios incluyen rodados pleistocénicos, sedimentos arcillosos, loessoides y limos con intercalaciones de tosca (Suero, 1972).

El clima es templado subhúmedo, con una temperatura media anual de 14°C. La temperatura media del mes más cálido (enero) es de 20,5°C, con una máxima absoluta de 40°C, en tanto la media del mes más frío (julio) es de 8°C y la mínima absoluta desciende hasta -10°C, con ocasionales nevadas (Campo de Ferreras *et al.*, 2004). El sistema serrano ofrece un efecto de enfriamiento regional; los inviernos son más crudos y el riesgo de heladas se proyecta hasta la primavera tardía (Burgos, 1968).

Según la clasificación climática de Köppen-Geiger (Figura 11) el clima de la región corresponde al tipo templado cálido con veranos suaves (Cfb). La temperatura media del mes más cálido no llega a los 22°C pero se superan los 10°C durante al menos cuatro meses al año. Es llamado "clima oceánico" o atlántico, templado y húmedo, y se da en las regiones occidentales de las grandes masas continentales, excepcionalmente se encuentra en zonas limítrofes a los climas Cfa por no llegar el verano a los 22°C debido a la influencia del mar o la altitud (Kottek *et al.*, 2006).

Los sistemas orográficos bonaerenses son poco efectivos como condensadores de humedad por su mediana altitud (Burgos, 1968). Sin embargo las pendientes pronunciadas y la evapotranspiración reducida por bajas temperaturas favorecen el escurrimiento rápido y la formación de corrientes superficiales (Kristensen *et Frangi*, 1995, 1996) y un menor aprovechamiento de las escasas e irregulares precipitaciones. La circulación general de la atmósfera en la provincia de Buenos Aires sigue una dirección NE-SW, perpendicular al sistema serrano; en el verano las condiciones frontogénicas producen abundantes lluvias y hay un incremento de los vientos del cuadrante E. La

mayor humedad se registra en las zonas interserranas, las precipitaciones disminuyen al W y al S de la cadena montañosa. Los valores de precipitación media anual varían entre 500 y 800 mm, siendo la primavera y parte del verano las épocas más lluviosas. En la estación calurosa del año es común la ocurrencia de déficit hídrico debido a las altas tasas de evapotranspiración. En situaciones normales la vegetación está limitada por temperaturas bajas en invierno y por sequías en verano (Frangi *et al.*, 1980). Durante los años 2006, 2007, 2008 y 2009 las precipitaciones anuales totalizaron 858 mm, 954 mm, 559 mm, y 610 mm, respectivamente (datos suministrados por guardaparques del Parque Provincial Ernesto Tornquist y Estación Experimental Agropecuaria INTA Bordenave) (Figura 12).

Las sequías son un fenómeno meteorológico que se extiende regionalmente y presenta ciclos de ocurrencia. Se ha evidenciado un período de sequía que comenzó en 2003 y se acentuó en 2006 en localidades del sudoeste bonaerense (Campo *et al.*, 2009). Los mayores efectos de las sequías se producen en las épocas estivales e invernales aunque la frecuencia más elevada se registra en julio (Campo *et al.*, 2011).

Durante todo el año predominan los vientos del N, siguiéndole en importancia los vientos del S, NW y W. Durante el verano los vientos N y S son frecuentes, en cambio, las calmas lo son más durante el invierno (Frangi *et Bottino*, 1995). Los vientos fuertes están presentes en todos los meses del año, excepto junio, y la mayor frecuencia se da principalmente en octubre, noviembre, diciembre y febrero (Campo *et al.*, 2011). A pesar de la carencia de datos de viento de Tornquist, teniendo en cuenta la información anemométrica de superficie de Sierra de la Ventana, Pigüé y Coronel Suárez (Servicio Meteorológico Nacional, 1981) y el efecto de los cordones serranos, se infiere que hacia el W de la Sierra de la Ventana los más frecuentes son los de los cuadrantes N, S y W, y los menos frecuentes del E (Frangi *et Bottino*, 1995).

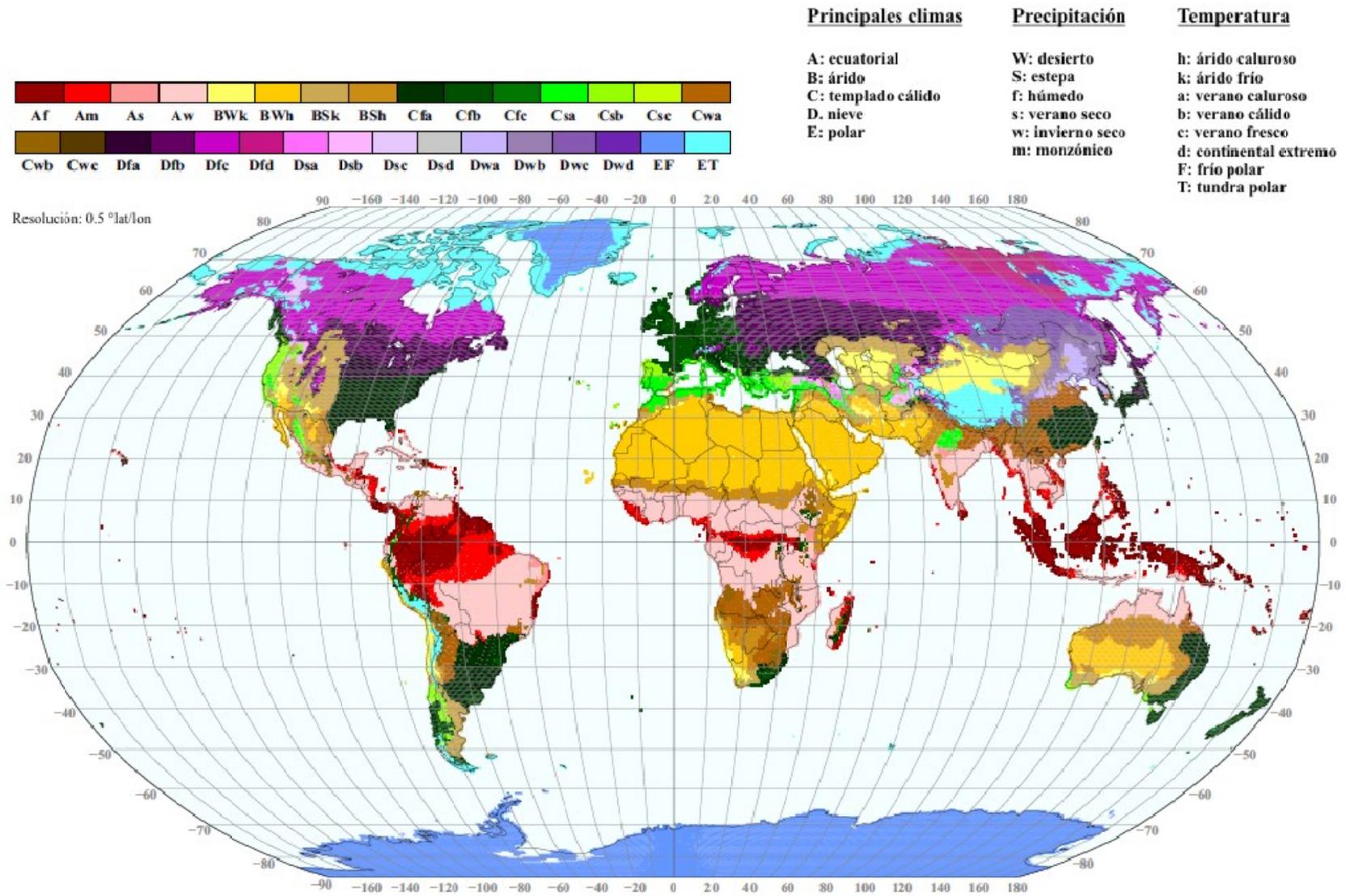


Figura 11: Mapa de la clasificación climática de Köppen-Geiger, extraído de Kottek et al. (2006).

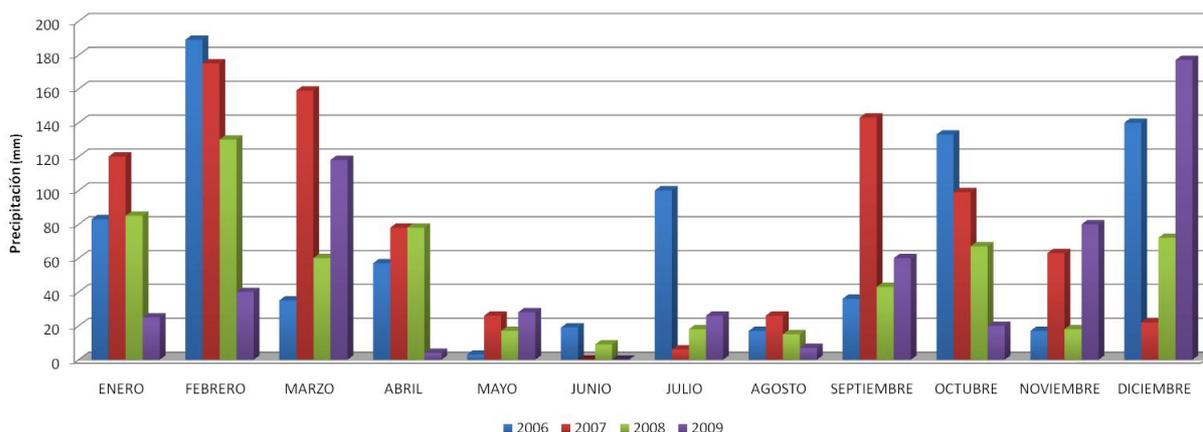


Figura 12: Precipitaciones mensuales registradas durante el período 2006-2009.

Los sistemas orográficos bonaerenses tienen un efecto evidente sobre el régimen térmico y el Sistema de Ventania provoca un efecto de enfriamiento regional más marcado durante el invierno cuando la isoterma de 6°C (julio) encierra la zona de referencia. Además presenta el mayor número de horas de frío efectivas, un período libre de heladas inferior a los 160 días, el menor índice CK de heladas invernales (-10°C, P=5%) y el mayor riesgo de heladas tardías de la provincia (Burgos, 1968). Esto significa que los inviernos serranos australes son más crudos que en las zonas de llanura y el riesgo de heladas se proyecta hacia la primavera avanzada. Los registros térmicos en la sierra propiamente dicha muestran un gradiente térmico de 6,9°C/1000 m y la existencia de mesoclimas serranos, corroborando las observaciones circunstanciales de ocurrencia de nevadas invernales en los cerros, congelamiento de suelos y pequeñas vertientes y la mayor permanencia de la nieve en sus cumbres (Frangi *et* Bottino, 1995).

Las serranías otorgan un clima más favorable y húmedo que el área circundante, creando distintos ambientes que difieren en su exposición solar, reparo de los vientos predominantes, afloramientos rocosos en los suelos y también en las distintas condiciones de humedad. La vegetación serrana de los terrenos privados está dedicada primordialmente al uso agropecuario (Frangi *et* Bottino, 1995).

En la provincia de Buenos Aires se han realizado numerosos estudios acerca de la estructura de los pastizales (Batista *et al.*, 1988; Burkart *et al.*, 1990; León *et al.*, 1979; Soriano, 1991). En estos trabajos se identificaron y describieron las diferentes unidades de vegetación y su relación con el ambiente fisiográfico. La vegetación de Sierra de la Ventana se enmarca dentro del grupo de pastizales de la provincia de Buenos Aires y cubre un área extensa que reviste importancia por las particularidades de su ambiente, su riqueza florística y sus endemismos (de la Sota, 1967; Frangi *et Bottino*, 1995), su valor como recurso forrajero (Ricci, 1996), sus servicios en el control de la erosión (Gaspari *et Bruno*, 2003) y su valor turístico y recreativo (Frangi *et Bottino*, 1995).

Con el objetivo de conservar este ecosistema, en 1958 se creó el Parque Provincial Ernesto Tornquist, de 6718 ha (APN, 1998), una de las pocas áreas protegidas en los pastizales pampeanos. Sin embargo, a pesar de la importancia de la conservación de estos pastizales, aún no existe cartografía de la vegetación a una escala de suficiente detalle como para planificar correctamente su uso (Lizzi *et al.*, 2007). El Parque Provincial Ernesto Tornquist se encuentra en el partido de Tornquist, sobre la ruta provincial N° 76, a 21 km de la ciudad de Tornquist. Constituye uno de los pocos remanentes protegidos de la provincia fitogeográfica Pampeana (Fiori *et al.*, 1997; Bilenca *et Miñarro*, 2004).

La flora de la reserva corresponde al distrito Pampeano Austral, dentro de la mencionada unidad fitogeográfica (Cabrera, 1976). La vegetación dominante es la estepa o pseudoestepa gramínea, siendo el pastizal de *Stipa (sensu lato)* y *Piptochaetium* la comunidad clímax más común (Frangi *et Bottino*, 1995). El Parque incluye unas 300 especies de plantas vasculares (Long *et Grassini*, 1997). La región no presentaba especies arbóreas nativas antes de la colonización europea, sólo podían encontrarse algunos bosquecillos de chañar [*Geoffroea decorticans* (Gillies ex Hook. *et Arn.*) Burkart¹] y molle (*Schinus* spp.) en algunas faldas de las sierras (Cabrera, 1938) y ejemplares de sauce colorado (*Salix humboldtiana* Willd.¹) en el borde de arroyos (Dawson, 1967). En la

¹ Zuloaga *et al.*, 2008

actualidad se encuentran parches de plantas exóticas, tales como *Pinus halepensis* Mill.², *P. radiata* D. Don¹, *Cupressus* spp., *Quercus* spp. y algunas Rosaceae (Zalba et Villamil, 2002). El problema de especies leñosas que constituyen invasiones biológicas afecta extensas áreas de pastizales naturales de la región pampeana (Zalba et Villamil, 2002; Simberloff et al., 2010; INBIAR 2010).

Entre los endemismos de Ventania se encuentran más de quince taxa vegetales, incluyendo *Festuca ventanicola* Speg.¹, *Mostacillastrum ventanense* (Boelcke) Al-Shehbaz¹, *Plantago bismarckii* Niederl.¹, *Polygala ventanensis* Grondona¹ y *Senecio ventanensis* Cabrera¹ (Long et Grassini, 1997). En la zona se encuentran dos especies de reptiles endémicos, la culebra de las sierras (*Lygophis elegantissimus* Koslowsky, 1896²) y la iguana de cobre (*Pristidactylus casuhatiensis* Gallardo, 1968²) (Pérez et Grassini, 1997). Entre los mamíferos nativos se hallan el zorro gris (*Lycalopex gymnocercus* G. Fischer, 1814²), el zorrino común (*Conepatus chinga* Molina, 1782²), el hurón menor (*Galictis cuja* Molina, 1782²) y el guanaco (*Lama guanicoe* Müller, 1776²). Se han citado 126 especies de aves para la región de Sierra de la Ventana (Doiny Cabré et Lejarraga, 2007), algunas de ellas de especial interés para la conservación, como es el piquito de oro (*Catamenia analis* D'Orbigny et Lafresnaye, 1837²), el jilguero austral (*Sicalis lebruni* Oustalet, 1891²), el canastero pálido (*Asthenes modesta* Eyton, 1851²) y el gaucho serrano (*Agriornis montana* D'Orbigny et Lafresnaye, 1837²). Estas dos últimas especies son características de los sectores más elevados de las sierras (Cozzani et al., 2008).

Por su importancia desde el punto de vista de la conservación de la biodiversidad, la reserva fue incluida entre las 68 Áreas Valiosas de Pastizal (AVPs) de la Argentina, Uruguay y sur de Brasil (Bilenca et Miñarro, 2004). Por su valor ornitológico es una de las

¹ Zuloaga et al., 2008

² Species 2000. Catalogue of life

273 Áreas de Importancia para la Conservación de las Aves (AICAs) de Argentina (Di Giacomo, 2005).

CAPÍTULO IV: MUESTREO GRAVITACIONAL

Introducción

En trabajos realizados en áreas naturales, en las cuales no se cuenta con instalaciones apropiadas ni energía eléctrica, el muestreador de polen más comúnmente usado es el diseñado por Henrik Tauber en 1967. Las trampas poseen un diseño simple, son fáciles de usar y no se inundan incluso si son dejadas en el campo por todo un año. Desde su creación (Tauber, 1967, 1974) han sido el procedimiento estándar para el muestreo de polen actual y el establecimiento de análogos polen/vegetación (Hicks *et Hyvärinen*, 1986; Levetin *et al.*, 2000; Markgraf, 1980). Hicks *et Hyvärinen* (1986) sugieren que a fin de maximizar datos y estudiar el polen en las resoluciones más altas posibles, se deben producir análogos en resoluciones igualmente altas por lo que es necesario contar con datos de polen intraanuales o estacionales.

Las trampas tradicionales del tipo Tauber (Hicks *et Hyvärinen*, 1986; Solomon *et Silkworth*, 1986; Tauber, 1967, 1974) están diseñadas para ser dejadas en el campo durante períodos largos de tiempo y captan polen en forma continua hasta que son retiradas y llevadas a laboratorio. Con el objetivo de muestrear con mayor resolución deben ser monitoreadas y retiradas con regularidad, lo cual puede resultar ineficiente, costoso y poco práctico para lugares de estudio alejados (Hicks *et Hyvärinen*, 1986).

Estos dispositivos han sido usados en varios países del norte de Europa y en una amplia variedad de tipos de vegetación, en bosques boreales de Finlandia (Hicks, 1985, 1986; Vuorela, 1973), Dinamarca (Tauber, 1967, 1974, 1977) y Noruega (Krzywinski, 1977); en bosques de montaña de Suiza (Markgraf, 1980); en páramos abiertos de Gran Bretaña (Bonny, 1976, 1978; Bonny y Allen, 1983), y de Estonia (Koff, 2001), entre otros. En la Argentina se han realizado estudios modernos de polen-vegetación principalmente en la región andino-patagónica (Mancini, 1993; Páez *et al.*, 1997, 2001), región mesopotámica (Latorre *et Caccavari*, 2006; Paul *et al.*, 2000) y región pampeana (Borromei *et Quattrocchio*, 1990; Fontana, 2003; Madanes *et Millones*, 2004; Majas *et Romero*, 1992; Naab, 2004; Pérez *et al.*, 2009).

El tratamiento de las trampas, tanto en el campo como en el laboratorio, varía entre los investigadores. En cuanto a su ubicación, también se observa variabilidad ya que en los diversos trabajos publicados se ha optado por ubicarlas enterradas con la abertura a nivel del suelo (Fontana, 2003) o montadas en el extremo de postes (Levetin *et al.*, 2000; Madanes *et Millones*, 2004; Majas *et al.* 1992; Pérez *et al.*, 2009). En el caso de las investigaciones realizadas en zonas montañosas se observa mayor uniformidad de criterios ya que en esos casos las trampas han sido posicionadas en el tope de montículos de piedra en cuyo caso la altura sobre el nivel del suelo varía en el rango de 50 a 70 cm. En estos casos se considera que el muestreo se produce a nivel del suelo y esto permite la comparación con diagramas de polen de depósitos de turba.

Cuando se trata recopilar datos sobre la deposición de polen actual debe tenerse en cuenta la escala (Wright, 1967; Janssen, 1981). Muchos diagramas de polen reflejan principalmente la situación de la vegetación regional, otros tienen el aporte regional parcialmente oculto por el ruido local (Webb *et al.*, 1978) y en algunos pocos casos se observan diagramas que ilustran el predominio de las condiciones locales. Sin embargo una alta proporción de las investigaciones sobre la deposición moderna de polen se ha focalizado en el estudio de diferentes comunidades vegetales en una escala estrictamente local (Andersen, 1980; Caseldine *et Gordon*, 1978). La razón para ubicar las trampas a 1 m o más sobre el nivel del suelo es dar mayor importancia al espectro polínico regional respecto al local.

Materiales y métodos

Las trampas Tauber se confeccionaron según el diseño original (Tauber, 1967, 1974). Cada muestreador consiste en un recipiente de vidrio de 800 cc de capacidad en cuya abertura se colocó una tapa de madera de forma aerodinámica con un orificio de 5 cm de diámetro (Figura 13), con una superficie de captación de 19,63 cm².

Para determinar los tipos polínicos presentes y la cantidad de granos de polen perteneciente a cada uno de ellos se realizó un muestreo gravimétrico mensual durante tres años desde agosto de 2006 dentro del Parque Provincial E. Tornquist. Se seleccionaron ambientes diferentes ubicados a distintas alturas en el cerro Ventana a fin de adquirir información sobre el espectro polínico.

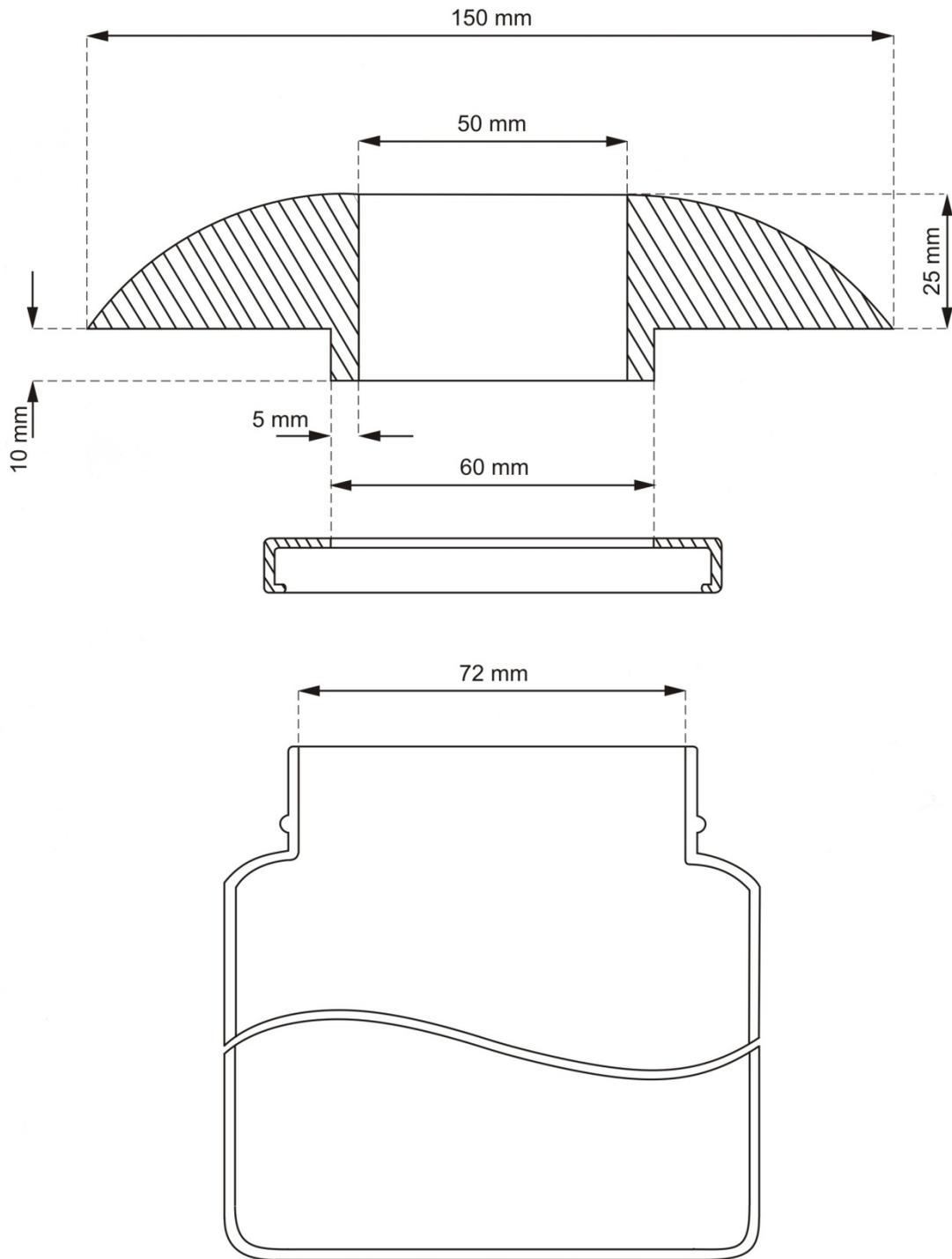


Figura 13: Diagrama del muestreador Tauber utilizado para la toma de muestras.

Se colocaron cinco muestreadores gravitacionales (MG) a los que se agregó glicerol hasta cubrir el fondo para evitar la desecación de las muestras (Tauber, 1974) y algunos cristales de fenol para disminuir la posibilidad de contaminación fúngica. Los tres

primeros fueron llevados a campo el 10/VII/2006 y se ubicaron en sendas posiciones cercanas al sendero de ascenso del cerro Ventana (MG1: 38°03'41,00"S- 62°01'09,45"W; MG2: 38°03'21,60"S- 62°0'45,98" W; MG3: 38°03'09,48"S- 62°00'49,32"W) (Figura 14) sobre postes de 1,50 m de altura. El cuarto muestreador (MG4, Figura 14) se posicionó a nivel del suelo en el área de reserva intangible (38°02'33,12"S- 62°00'18,48"W) el 4/IX/2006 a una altitud de 723 m s. m., con la abertura a ca. 50 cm sobre el nivel del suelo. El quinto muestreador (MG5, Figura 14) se ubicó en la cima del cerro Ventana a nivel del suelo (38°02'55,44"S- 62°01'06,18"W) el 2/X/2006 a 1129 m s. m.

Los muestreadores fueron dejados en el campo durante aproximadamente 30 días cada uno durante el período de muestreo siempre que las condiciones climáticas lo permitieron. Durante el período invernal algunas trampas fueron dejadas por más de un mes por la imposibilidad de llegar hasta su ubicación. Los frascos herméticamente cerrados fueron llevados al laboratorio para su procesamiento, se agregó una tableta de esporas de *Lycopodium* y se esperó al menos un día para lograr su disolución completa en la muestra. La decisión de agregar una tableta a cada muestra se realizó en base a la abundancia de polen intentando disminuir el error en el cálculo de concentración. Posteriormente las muestras fueron tamizadas para retirar insectos, trozos de plantas y otros contaminantes macroscópicos, y lavadas varias veces con agua destilada al igual que el frasco, y el agua de los lavados fue agregada a la muestra para no perder el material polínico que pudiera haberse adherido a estas superficies. Los insectos extraídos de la muestra fueron conservados y etiquetados con los datos de la muestra para examinarlos luego y evaluar posibles sesgos en los datos según el tipo de insectos. Se tuvo en cuenta que en aquellas muestras en las que quedaron atrapados insectos polinizadores podrían tener los tipos polínicos de especies de polinización entomófila representados en valores mayores a los que se dan en el aire en condiciones normales.

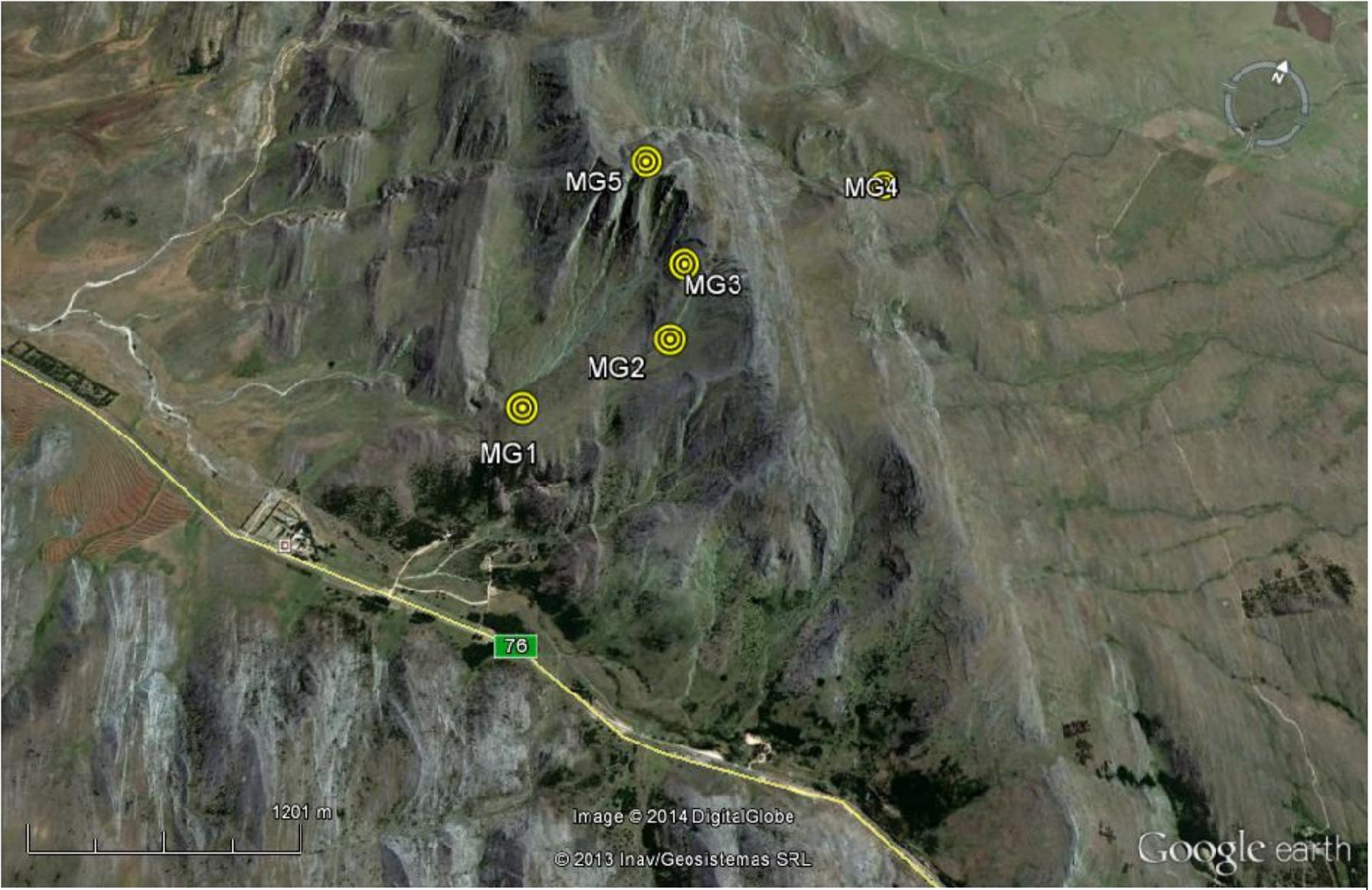


Figura 14: Imagen aérea de la ubicación de los cinco muestreadores Tauber en el cerro Ventana

Las muestras fueron trasvasadas a sendos vasos de precipitado y concentradas por medio de sucesivas centrifugaciones en tubos de polipropileno de 50 cc con base cónica, a 2500-3000 r.p.m. durante 15 minutos, en una centrífuga Rolco 2036 con cabezal oscilante. Luego de cada centrifugación se decantó y el líquido sobrenadante de cada muestra se conservó para luego controlar que no hubiese pérdida de material. En la última centrifugación se agregó glicerina 50%, se homogeneizó la muestra con varilla de vidrio y se procedió a centrifugar del modo habitual descartando el sobrenadante. De cada muestra se realizaron dos preparados microscópicos definitivos montando una alícuota del residuo en un portaobjetos, e incorporando gelatina-glicerina teñida con fucsina. El resto del residuo fue trasvasado a un tubo Ependorff para su almacenamiento.

Se realizó también la homogenización de cada residuo previa a la extracción de la alícuota representativa. El recuento mínimo de polen y esporas de *Lycopodium* se basó en curvas de error estableciendo un error máximo *a priori* (Stockmarr, 1971) para poder así comparar muestras con distintos valores de abundancia de polen.

Los valores de entrada de polen se obtuvieron por la aplicación de las siguientes fórmulas:

$$\text{granos totales} = \frac{\text{esporas de } Lycopodium \text{ totales} \times \text{granos contados}}{\text{esporas de } Lycopodium \text{ contadas}}$$

$$\text{granos/cm}^2/\text{día} = \frac{\text{granos totales}}{\text{área de depositación} \times \text{días de depositación}}$$

Esporas de *Lycopodium* totales= número medio de la tableta según Batch x nro. de tabletas

Batch 483216: 18583 esporas/tableta

Nro. de tabletas incorporadas a cada muestra= 1

Área de depositación= 19,63 cm²

Para identificar los granos de polen se utilizaron materiales de referencia colectados en el área de estudio y bibliografía de referencia (Erdtman, 1952; Faegri et

Iversen, 1989; Grant Smith, 1990; Heusser, 1971; Markgraf *et D'Antoni*, 1978; Moore *et al.*, 1991; Pire *et al.*, 1998, 2001). El nivel de identificación taxonómica alcanzado es variable y algunos tipos polínicos abarcan un género, una familia u otras combinaciones sistemáticas. Entre los factores que dificultan la determinación a nivel de especie se encuentran: la ausencia de variaciones morfológicas notables entre algunas especies, géneros y aún familias; la variación morfológica natural entre granos de polen de una misma especie; el efecto ambiental sobre la conservación de los granos de polen y la dificultad para reconocer granos de polen correspondientes a especies ajenas al área de estudio.

Resultados

Un tipo polínico puede incluir taxa de diferentes niveles sistemáticos. En el caso de los tipos polínicos determinados a nivel de familia, se utilizará para denominarlo el nombre del género mejor representado en el área de estudio. Entre los tipos polínicos determinados a nivel de familia se encuentran *Cupressus* (Cupressaceae), *Eucalyptus* (Myrtaceae), *Morus* (Moraceae), *Brassica* (Brassicaceae excepto *Diplotaxis*), *Carex* (Cyperaceae), *Silene* (Caryophyllaceae excepto *Spergula*), *Poa* (Poaceae), *Chenopodium* (*Amaranthus* y Chenopodiaceae), *Ephedra* (Ephedraceae), *Urtica* (Urticaceae), y *Eryngium* (Apiaceae). A nivel superior se hablará de Monocotiledóneas, excluyendo Poaceae, Cyperaceae y Juncaceae. De la misma manera, al hablar de Asteraceae se excluyen los tipos polínicos producidos por especies de *Centaurea*, *Taraxacum*, *Ambrosia*, y *Artemisia* que poseen cada uno un tipo particular de polen. En el marco de esta tesis se utiliza letra cursiva para denominar géneros o especies en particular y letra normal para hacer referencia a los tipos polínicos.

En las muestras tomadas con las trampas Tauber se identificaron granos de polen de los siguientes taxa: *Acacia*, *Acer*, *Alnus*, *Amaranthus*/Chenopodiaceae, *Ambrosia*,

Anemone, *Apiaceae*, *Araucaria*, *Artemisia*, *Asteraceae*, *Brassicaceae*, *Caryophyllaceae*, *Casuarina*, *Centaurea*, *Cupressaceae*, *Cyperaceae*, *Echium*, *Ephedra*, *Fraxinus*, *Gomphrena*, *Juglans*, *Margyricarpus*, *Mimosa*, *Monocotyledoneae*, *Moraceae*, *Myrtaceae*, *Nothofagus*, *Papilionoideae*, *Pinus*, *Plantago*, *Poaceae*, *Polygala*, *Populus*, *Prunus*, *Salix*, *Schinus*, *Taraxacum*, *Ulmus*, y *Urticaceae*.

Tanto en los Resultados como en la Discusión los distintos tipos polínicos se agruparon en categorías según su hábito de crecimiento. De esta manera distinguiremos dos grandes grupos, como es habitual en los trabajos que utilizan este tipo de muestreador: polen de especies arbustivo-arbóreas (PA) y polen de especies herbáceas (PNA). Para conocer a qué grupo polínico corresponden las especies citadas para el área de estudio ver el Apéndice I.

La precipitación polínica fue calculada como la cantidad de granos de polen y esporas precipitados por cm^2 y día de exposición de cada muestra. Debe tenerse en cuenta que según los datos utilizados y el modo en que son procesados, pueden obtenerse diferentes resultados. En el análisis de los datos relativos se promedian los datos porcentuales de cada tipo para obtener los espectros globales y estacionales correspondientes. En este tipo de análisis, al no tenerse en cuenta la riqueza polínica de las muestras, puede ocurrir que los porcentajes globales estén sobrerrepresentados cuando se promedian muestras pobres en polen. El análisis de los datos absolutos permite obtener el número de granos de polen precipitados en una determinada área por unidad de tiempo, pero debe tenerse en cuenta que para poder comparar distintos espectros polínicos todos deben estar expresados en valores absolutos.

La precipitación polínica registró valores máximos en el tercer año de estudio y mínimos en el segundo, observándose en el primer año valores intermedios. En los tres años no se registró una variación sustancial en la diversidad de tipos polínicos ni en la diversidad taxonómica, a pesar de la variación en los valores de precipitación (Tabla 3,

Tabla 4). En los resultados reflejados en las Tablas 3 y 4 se observan los resultados promedio de las muestras tomadas con todos los muestreadores.

Tabla 3: Frecuencia polínica absoluta de los tipos polínicos en espectros anuales y promedio trianual.

Familia	Tipo polínico		Frecuencia polínica absoluta			
			Primer año	Segundo año	Tercer año	Promedio
Amaranthaceae	Alternanthera	PNA	0.010	0.012	0.040	0.021
	Gomphrena	PNA	0.023	0.004	0.027	0.018
Anacardiaceae	Schinus	PA	0.031	0.016	0.011	0.019
Apiaceae	Apiaceae	PNA	0.045	0.012	0.053	0.037
Araucariaceae	Araucaria	PA	0.004	0.002	0.007	0.004
Asteraceae	Ambrosia	PNA	0.021	0.011	0.031	0.021
	Centaurea	PNA	0.720	0.560	0.480	0.587
	Helianthus	PNA	1.380	0.890	1.640	1.303
	Senecio	PNA	3.490	2.980	4.620	3.697
	Taraxacum	PNA	0.034	0.018	0.028	0.027
Betulaceae	Alnus	PA	0.084	0.006	0.092	0.061
Boraginaceae	Boraginaceae	PNA	0.006			0.006
Brassicaceae	Brassicaceae	PNA	2.178	0.783	1.947	1.636
	Diploaxis	PNA	0.186	0.096	1.749	0.677
Caryophyllaceae	Spergula	PNA			0.094	0.094
	Stellaria	PNA		0.045		0.045
Casuarinaceae	Casuarina	PA	0.002	0.001	0.017	0.007
Cupressaceae	Cupressus	PA	1.856	0.934	1.853	1.548
Cyperaceae	Cyperaceae	PNA	0.085	0.023	0.037	0.048
Chenopodiaceae	Amaranthus-Chenopodiaceae	PNA	3.486	2.937	4.298	3.574
Ephedraceae	Ephedra	PA	0.182	0.112	0.183	0.159
Fabaceae	Acacia	PA	0.051	0.023	0.061	0.045

(continúa en página siguiente)

Familia	Tipo polínico		Frecuencia polínica absoluta			
			Primer año	Segundo año	Tercer año	Promedio
	Papilionoideae	PNA	0.020	0.017	0.032	0.023
Fagaceae	Nothofagus	PA	0.362	0.265	0.418	0.348
Juglandaceae	Juglans	PA	0.004	0.002	0.005	0.004
Malvaceae	Malvaceae	PNA	0.016	0.011	0.026	0.018
Myrtaceae	Eucalyptus	PA	0.092	0.073	1.283	0.483
Oleaceae	Fraxinus	PA	0.016	0.007	0.008	0.010
Pinaceae	Pinus	PA	3.267	2.853	4.729	3.616
Plantaginaceae	Plantago	PNA	0.082	0.056	0.092	0.077
Poaceae	Poaceae	PNA	4.728	3.965	5.279	4.657
Polygalaceae	Polygalaceae	PNA	0.283	0.175	0.457	0.305
Ranunculiaceae	Anemone	PNA	1.273	0.792	1.823	1.296
Rosaceae	Margyricarpus	PNA	0.098	0.034	0.132	0.088
	Prunus	PA	0.004	0.001	0.003	0.003
Salicaceae	Populus	PA	0.165	0.132	0.417	0.238
Solanaceae	Solanum	PNA	0.951		0.726	0.839
Typhaceae	Typha	PNA	0.001		0.003	0.002
Ulmaceae	Ulmus	PA	0.082	0.023	0.062	0.056
Urticaceae	Urtica	PNA	0.178	0.098	0.210	0.162
Total de granos			25.496	17.969	32.973	25.479

Tabla 4: Porcentajes de tipos polínicos en espectros anuales y promedio trianual.

Familia	Tipo polínico		Porcentaje del tipo polínico			
			Primer año	Segundo año	Tercer año	Promedio
Amaranthaceae	Alternanthera	PNA	0.039	0.067	0.121	0.076
	Gomphrena	PNA	0.090	0.022	0.082	0.065

(continúa en página siguiente)

Familia	Tipo polínico		Porcentaje del tipo polínico			
			Primer año	Segundo año	Tercer año	Promedio
Anacardiaceae	Schinus	PA	0.122	0.089	0.033	0.081
Apiaceae	Apiaceae	PNA	0.177	0.067	0.161	0.135
Araucariaceae	Araucaria	PA	0.016	0.011	0.021	0.016
Asteraceae	Ambrosia	PNA	0.082	0.061	0.094	0.079
	Centaurea	PNA	2.824	3.116	1.456	2.465
	Helianthus	PNA	5.413	4.953	4.974	5.113
	Senecio	PNA	13.689	16.584	14.011	14.761
	Taraxacum	PNA	0.133	0.100	0.085	0.106
Betulaceae	Alnus	PA	0.329	0.033	0.279	0.214
Boraginaceae	Boraginaceae	PNA	0.024	0.000	0.000	0.008
Brassicaceae	Brassicaceae	PNA	8.543	4.358	5.905	6.268
	Diploaxis	PNA	0.730	0.534	5.304	2.189
Caryophyllaceae	Spergula	PNA	0.000	0.000	0.285	0.095
	Stellaria	PNA	0.000	0.250	0.000	0.083
Casuarinaceae	Casuarina	PA	0.008	0.006	0.052	0.022
Cupressaceae	Cupressus	PA	7.280	5.198	5.620	6.032
Cyperaceae	Cyperaceae	PNA	0.332	0.128	0.112	0.191
Chenopodiaceae	Amaranthus- Chenopodiaceae	PNA	13.673	16.345	13.035	14.351
Ephedraceae	Ephedra	PA	0.714	0.623	0.555	0.631
Fabaceae	Acacia	PA	0.200	0.128	0.185	0.171
	Papilionoideae	PA	0.078	0.095	0.097	0.090
Fagaceae	Nothofagus	PA	1.420	1.475	1.268	1.387
Juglandaceae	Juglans	PA	0.016	0.011	0.015	0.014
Malvaceae	Malvaceae	PNA	0.063	0.061	0.079	0.068
Myrtaceae	Eucalyptus	PA	0.361	0.406	3.891	1.553
Oleaceae	Fraxinus	PA	0.063	0.039	0.024	0.042
Pinaceae	Pinus	PA	12.814	15.877	14.342	14.344

(continúa en página siguiente)

Familia	Tipo polínico		Porcentaje del tipo polínico			
			Primer año	Segundo año	Tercer año	Promedio
Plantaginaceae	Plantago	PNA	0.322	0.312	0.279	0.304
Poaceae	Poaceae	PNA	18.544	22.066	16.010	18.873
Polygalaceae	Polygalaceae	PNA	1.110	0.974	1.386	1.157
Ranunculaceae	Anemone	PNA	4.993	4.408	5.529	4.976
Rosaceae	Margyricarpus	PNA	0.384	0.189	0.400	0.325
	Prunus	PA	0.016	0.006	0.009	0.010
Salicaceae	Populus	PA	0.647	0.735	1.265	0.882
Solanaceae	Solanum	PNA	3.730	0.000	2.202	1.977
Typhaceae	Typha	PNA	0.004	0.000	0.009	0.004
Ulmaceae	Ulmus	PA	0.322	0.128	0.188	0.213
Urticaceae	Urtica	PNA	0.698	0.545	0.637	0.627
			100	100	100	100

El polen de especies herbáceas (PNA) resultó dominante desde fin de primavera hasta principio de otoño, destacándose los tipos polínicos correspondientes a Asteraceae y Poaceae.

El polen de especies arbustivas y arbóreas (PA) tuvo mayor importancia en los espectros polínicos de invierno y primavera temprana. La mayor representación de esta categoría está dada por tipos polínicos correspondientes a especies arbóreas exóticas que se encuentran bien representadas tanto en el área de estudio como en zonas aledañas (*Pinus* spp., *Eucalyptus* spp., *Cedrus* spp., *Acacia* spp., *Cupressus* spp., ver Apéndice I). Por el contrario, los componentes arbustivos se encuentran pobremente representados.

Discusión

El grado en el que cada tipo estructural de vegetación se ve reflejado en el espectro polínico es influido por varios factores. Es por eso que al analizar los datos obtenidos debe tenerse en cuenta que, como medida de la diversidad florística, la diversidad polínica se desvía por la cantidad de polen en el aire, la falta de precisión en la determinación taxonómica de los granos, y la interferencia de la estructura de la vegetación (Odgaard, 1999). A su vez, la representación polínica en la atmósfera es afectada por diferencias en la producción polínica, la dispersión de polen de los distintos taxa y la preservación de los granos. En los ambientes estudiados los taxa más importantes (Poaceae, Asteraceae, Cyperaceae) producen polen con poca variabilidad morfológica lo que deriva en que los tipos polínicos representen familias o grupos de géneros. Las diferencias en la composición del espectro polínico reflejan la influencia de otros factores como la distribución espacial de la vegetación, la topografía y los vientos predominantes (Capítulo III), los cuales varían entre las distintas estaciones de muestreo (Figura 14).

Tanto los factores propios de las fuentes emisoras como los mecanismos de polinización, o los relacionados con el ambiente o formas de muestreo, influyen en la correlación entre los registros de polen y la vegetación. La depositación de polen varía de año a año debido principalmente a factores climáticos que influyen sobre la periodicidad en la floración. En este estudio se observa una disminución en los valores de entrada de polen aerotransportado durante el período 2007/2008, tal como sucedió con el muestreo volumétrico (Capítulo V), pero en este caso el descenso no es tan marcado y la diversidad de tipos polínicos registrados es mayor. En trabajos como el de Andersen (1980) se ha observado además una periodicidad normal en los períodos de floración, que en el caso del abedul es de dos años, pero la variación en el polen de pino es algo diferente, con valores de polen más constantes. En el área de estudio no se cuenta con registros previos sobre abundancia de polen en el aire y, teniendo en cuenta que este

estudio abarca un período de tres años, no se pueden establecer en el largo plazo las periodicidades de floración de las especies registradas. Sí se pueden comparar datos obtenidos en otros ambientes como sucede con el tipo *Pinus* (Andersen, 1980).

Respecto a la ubicación de los muestreadores, los tipos polínicos no arbóreos (PNA) son mucho más abundantes en las trampas que se encuentran a nivel del suelo respecto a las que se ubicaron sobre postes, más allá de la altitud a la que se encuentre el muestreador. Ya sea que hablemos de PA o de PNA, la cantidad total de granos de polen es mucho mayor a nivel del suelo que a 1,5 m de altura del suelo. Las trampas sobre postes están expuestas al viento y por ello su eficiencia de captura podría disminuir mientras que las trampas en el suelo actuarían como una superficie natural.

Si se comparan los porcentajes totales de tipos polínicos arbóreos (PA) obtenidos con muestreadores a nivel del suelo y sobre postes, los resultados son prácticamente idénticos. Esto sugiere que en términos de porcentaje las especies arbóreas regionales son fielmente registradas independientemente de la altura del muestreador sobre el suelo. La situación es distinta para el PNA entre las dos alturas de los muestreadores (1,5 m y a nivel del suelo) y se confirma que en el muestreo a 1,5 m queda representado predominantemente el PA mientras que en las muestras tomadas a nivel del suelo ambos grupos están bien representados.

Mimosa rocae tiene polinización entomófila por lo que era de suponer que el tipo polínico correspondiente sólo se encontraría de manera esporádica en los registros. Sin embargo es una especie muy abundante en el área de estudio, de floración profusa, con un período de floración prolongado y, aunque libera el polen en tétrades, la unidad de dispersión es pequeña. Representatividades similares en los registros polínicos se han observados en otros trabajos para especies entomófilas con gran producción de polen como *Baccharis* sp., *Cosmos* sp., *Eucalyptus* sp., *Helianthus* sp., *Parthenium* sp., y *Prosopis* sp. (Markgraf *et al.*, 1981, Naab, 2004). Entre los efectos que pueden tener los mecanismos de polinización sobre la abundancia de polen en la muestra se encuentra

una baja representación de los tipos polínicos correspondientes a especies entomófilas que se caracterizan por una menor producción de polen (Erdtman, 1969) lo que se confirma en este estudio para *Mimosa rocae* y *Pavonia cymbalaria* (Capítulo VI). Cabe destacar que los mecanismos de polinización no son estrictamente excluyentes (entomofilia y anemofilia), sino que pueden existir distintos comportamientos entre ambos extremos (Lewis, 1986). Los estudios aerobiológicos permiten obtener una buena interpretación del comportamiento de las especies anemófilas, pero en el caso de las de polinización entomófila deben tenerse en cuenta otros factores que pueden influir en su representatividad (Latorre *et* Bianchi, 1997).

El polen de Poaceae es otro caso interesante, ya que su representatividad en los registros dentro del área de estudio resultan ser más bajos que los esperados por la gran diversidad y abundancia de especies componentes de la vegetación local y por ser un típico ejemplo de polinización anemófila. Esta baja representación se ve más marcada en las trampas ubicadas 1,5 m sobre el nivel del suelo que en aquellas que se encontraban a ras del suelo. Este comportamiento es similar al observado por Naab (2004) en el Parque Nacional Lihue Calel que comparó muestras de trampas Tauber ubicadas sobre postes con muestras obtenidas a nivel del suelo y se asocia con la mayor representación de los tipos polínicos correspondientes a especies herbáceas en los muestreadores ubicados en la misma posición que las superficies de depositación naturales.

Los valores de PA y PNA registrados evidencian una mayor cantidad de polen arbustivo-arbóreo principalmente en las trampas ubicadas a 1,5 m sobre el suelo, tanto en los valores relativos como absolutos, mientras que en las trampas ubicadas a nivel del suelo la representación de ambos tipos es similar.

A partir de los registros polínicos también se observa coincidencia entre la cantidad de polen aerotransportado y los picos de floración de las especies de árboles y arbustos primaverales. Las especies herbáceas, en cambio, tienen el pico máximo de

floración hacia fines de primavera y verano. Esto se refleja tanto en los datos relativos como absolutos. En los espectros anuales se observa una abundancia mayor de la precipitación polínica de la vegetación arbórea y arbustiva.

CAPÍTULO V: MUESTREO VOLUMÉTRICO

Introducción

La medición de las concentraciones de polen, esporas y otras partículas de tamaño similar en el aire es de importancia para:

- comprender el comportamiento de poblaciones vegetales (Fontana, 2003; Madanes *et al.*, 2004; Majas *et al.*, 1992; Mancini 1993; Páez *et al.*, 1997),
- estudiar la producción de polen de distintas especies y su contribución al aire (Ferrer et Costa, 2000; Gattuso *et al.*, 2003; Murray, 2007; Murray *et al.*, 2010),
- identificar polen producido por plantas propias del área de muestreo o proveniente de fuentes de emisión alejadas (Murray, 2007; Murray *et al.*, 2010),

- interpretar la interacción entre las condiciones meteorológicas en virtud de las cuales se hacen las contribuciones de polen al aire (Latorre *et al.*, 2006; Murray *et al* 2007, 2008; Naab, 2004),
- realizar estudios de alergia y mejoramiento de cultivos (Gregory, 1961).

La eficiencia del muestreo puede variar debido a la velocidad del viento y al tamaño de las partículas (Gregory, 1961). Es por ello que para medir la dispersión del polen es necesario poder determinar con precisión las concentraciones de polen en el aire sin que sobre ello influya la velocidad del viento.

El muestreador Rotorod es un dispositivo para muestrear polen por impacto (Grinnell *et al.*, 1961). Los resultados indican los niveles de polen en el aire durante el período de muestreo (Solomon *et al.*, 1980). Se ha demostrado (Noll, 1970) que los muestreadores de impacto de este tipo son capaces de captar partículas del tamaño de granos de polen con una eficiencia mayor al 85% y que las partículas son distribuidas casi uniformemente sobre la superficie de muestreo, sin sesgo significativo para los bordes.

La mayor parte de los trabajos realizados con Rotorod han tenido lugar en ambientes urbanos. En la Argentina se han realizado muestreos aerobiológicos en Bahía Blanca (Murray, 2007; Murray *et al.*, 2010), Córdoba (Ferrer *et* Costa, 2000) y Rosario (Gattuso *et al.*, 2003). El modelo utilizado en estos casos fue el Rotorod 40 que requiere conexión a la red eléctrica. Unos pocos trabajos (Murray *et al.*, 2007, 2008) se han realizado en ambientes naturales de la Argentina.

Materiales y métodos

Para determinar los tipos polínicos presentes y la cantidad de granos de polen perteneciente a cada uno de ellos se realizó un muestreo volumétrico (MV) semanal

durante tres años desde julio de 2006 en el cerro Ventana, dentro del Parque Provincial E. Tornquist. Se utilizó un muestreador de confección artesanal diseñado según las normas del muestreador volumétrico de impacto Rotorod 10. Las ventajas de este equipo son la independencia de la red eléctrica, ya que cuenta con una batería incorporada, y la facilidad para transportarlo en el campo por su diseño compacto. Estos detalles son de gran importancia en este trabajo teniendo en cuenta que los muestreos se realizaron semanalmente y a distintas alturas en el segundo cerro más alto del sistema de Ventania (1200 m s. m.). Sobre el eje del muestreador se colocaron dos varillas de poliestireno en sendos brazos fijos (no retráctiles), una de ellas con la superficie de muestreo cubierta por silicona. La función de la silicona es adherir las partículas presentes en el aire a la superficie de la varilla. Para siliconar las varillas se realizaron sucesivas inmersiones de las varillas en una solución saturada de silicona en hexano (Frenz *et Guthrie*, 2001). Para transportar las varillas libres de contaminación hasta el lugar de muestreo se utilizaron cajas especialmente confeccionadas para tal fin.

Se seleccionaron ambientes diferentes ubicados a distintas alturas a fin de obtener información sobre el espectro polínico y se establecieron tres estaciones de muestreo ubicadas a 649 (MV 1), 822 (MV 2) y 950 (MV 3) metros sobre el nivel del mar (Figura 15).



Figura 15: Imagen aérea de la ubicación de los muestreadores volumétricos (MV) en el cerro Ventana

Los muestreadores se ubicaron sobre postes de 1,5 m de altura (Figura 16), teniendo en cuenta la ausencia de barreras que impidieran el libre paso de las corrientes de aire.



Figura 16: Muestreadores volumétrico y gravimétrico sobre poste de 1.5 m.

Los muestreos tuvieron una duración de 120 minutos continuos cada uno, la misma utilizada en otras áreas naturales de la región (Murray *et al.*, 2007, 2008), a una velocidad de rotación del eje de 2400 rpm. Se realizaron mediciones de temperatura al comienzo y al fin de cada muestreo, así como observaciones sobre la nubosidad e intensidad del viento. En cada día de trabajo de campo, la toma de muestras comenzó en el MV 3 (Figura 15) aproximadamente a las 08.30. En el MV 2 (Figura 15) el muestreo comenzó aproximadamente a las 11.00 y en el MV 1 (Figura 15) a las 13.30. Cuando las condiciones climáticas impidieron la toma de alguna de las muestras se respetaron los horarios correspondientes a las otras. Durante algunas semanas del

invierno la estación del MV 3 resultó inaccesible por la presencia de nieve y/o hielo. En esta misma época, en algunas ocasiones la presencia de nubes bajas cubrió el muestreador durante el período de muestreo en el MV 2.

En laboratorio, las muestras fueron montadas sobre un portaobjetos acanalado de poliestireno y teñidas con una solución de fucsina básica (Rojo Calberla). Las varillas fueron recorridas horizontalmente y todos los granos de polen fueron contados y analizados bajo una magnificación de 400 X, utilizando microscopio óptico. Los tipos polínicos fueron identificados con la ayuda de bibliografía específica (Díaz de la Guardia *et Blanca*, 1994; Erdtman, 1952; Heuser, 1971; Markgraf *et D'Antoni*, 1978; Pire *et al.*, 1998; Pla Dalmau, 1961) y de preparados palinológicos de referencia.

El número de granos de polen contados fue convertido en valores de concentración dividiéndolo por el volumen de aire muestreado.

$$C = N/V$$

C: concentración de granos de polen por metro cúbico de aire.

N: número de granos de polen contados.

V: volumen de aire muestreado

$V = (\text{área expuesta de la varilla}) \times (\text{diámetro del cabezal}) \times \pi \times 2400 \text{ rpm} \times \text{tiempo de exposición}$

$$V = 0,159 \text{ cm} \times 2,2 \text{ cm} \times 8,6 \text{ cm} \times \pi \times 2400 \text{ rpm} \times 120 \text{ min}$$

$$V = 2,72 \times 10^3 \text{ cm}^3 = 2,72 \text{ m}^3 \text{ (constante)}$$

Para el análisis se seleccionaron los tipos polínicos que representan más del 1 % del polen total anual. Para analizar la correlación entre los valores de polen y las variables meteorológicas se utilizó el coeficiente de correlación de rango de Spearman. Las variables seleccionadas fueron polen total por muestra, polen arbóreo y arbustivo y polen herbáceo (Tejera *et Beri*, 2005).

Resultados

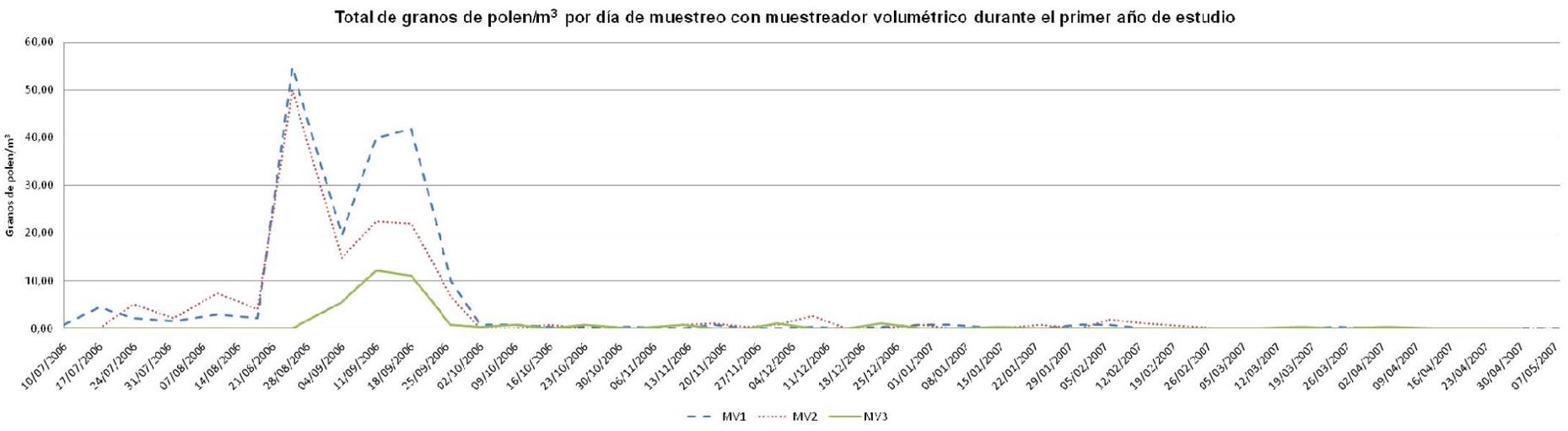


Figura 17: Concentración total de granos de polen/m³ por muestra y muestreador durante el primer período de estudio

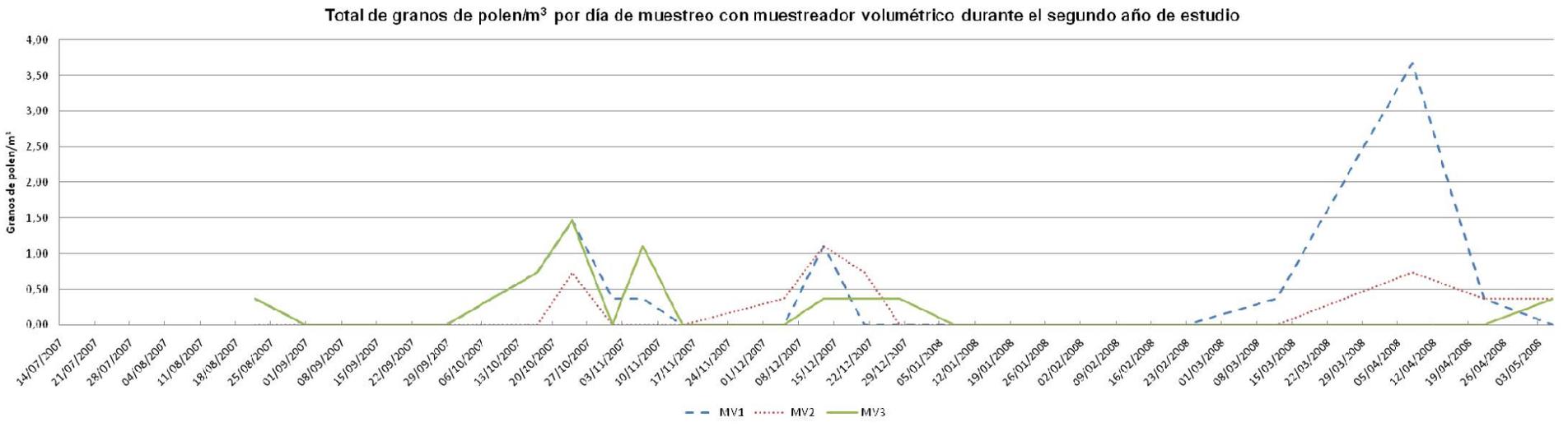


Figura 18: Concentración total de granos de polen/m³ por muestra y muestreador durante el segundo periodo de estudio



Figura 19: Concentración total de granos de polen/m³ por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio

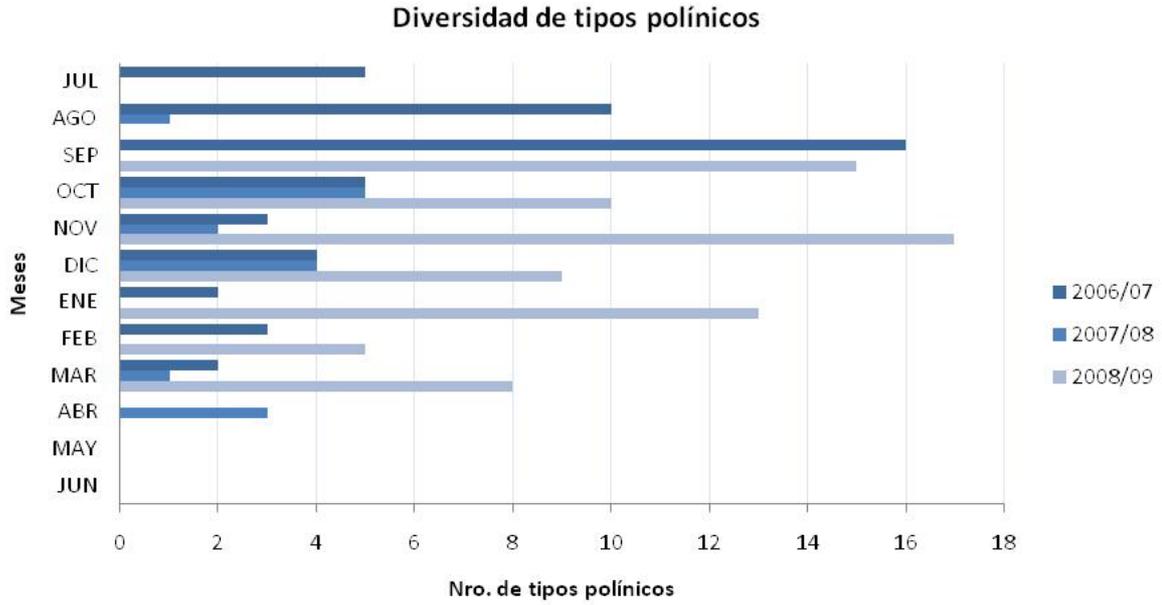


Figura 20: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 649 m s. m. (MV1).

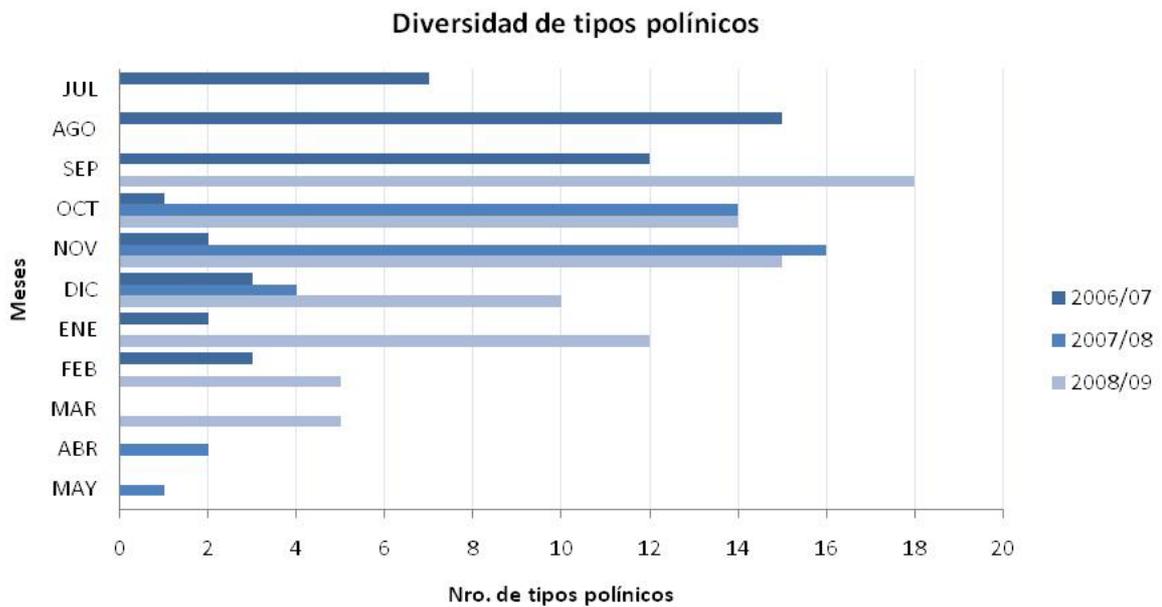


Figura 21: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 822 m s. m. (MV2).

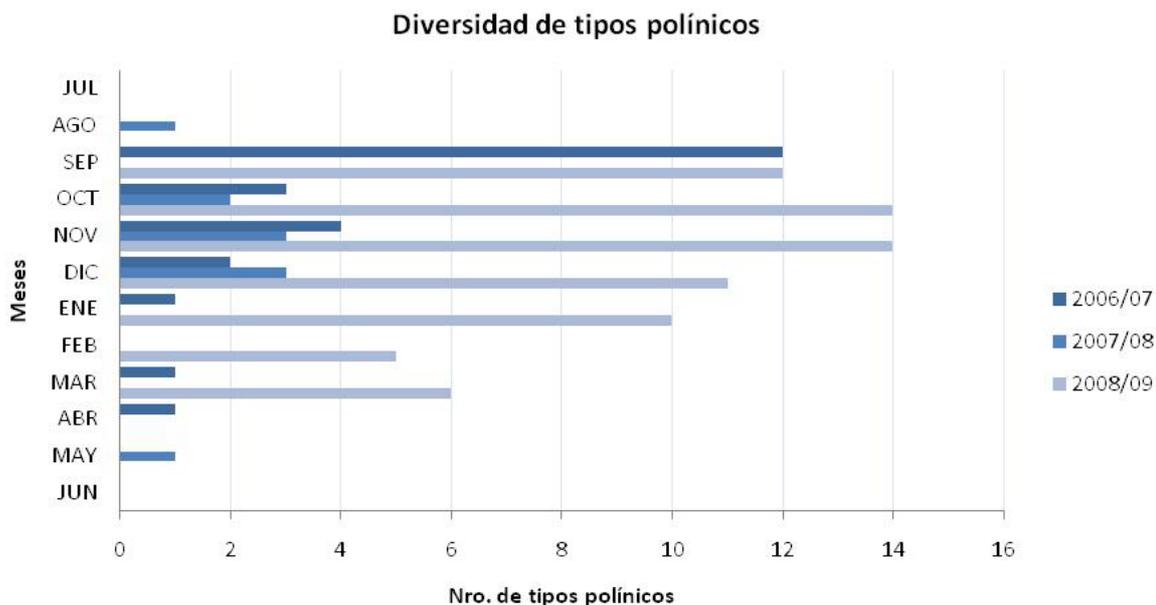


Figura 22: Número de tipos polínicos registrados durante el período de muestreo para el muestreador ubicado a 950 m s. m. (MV3).

Análisis de los tipos polínicos que representan más del 1% del espectro polínico total

Alnus

Este tipo polínico no fue detectado en el período 2007/2008 y su comportamiento durante los períodos 2006/2007 y 2008/2009 fue muy diferente. En el año 2006 se observa la presencia de un pico máximo de concentración (7 gr/m^3) durante septiembre en MV2. Hubieron picos secundarios de abundancia durante octubre en MV1 y MV2 (Figura 23). En MV3 no se registró este tipo polínico. Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para MV1 y MV2.

En el período 2007/2008 no se detectaron valores apreciables de este tipo polínico.

En el período 2008/2009 se registró un pico de concentración dominante en noviembre con un máximo de $40,81 \text{ granos/m}^3$ y picos secundarios en las semanas anteriores para las tres estaciones de muestreo. Durante este año se obtuvieron valores

similares en las tres estaciones de muestreo, con diferencias máximas en los valores de 26,47 gr/m³, la semana del 28 de noviembre.

Al comparar los gráficos de distintos años (Figura 23) se observa la falta de correlación entre los registros. Las especies vegetales que producen este tipo polínico no se encuentran representadas en el área.

Cupressus

El análisis de los datos correspondientes a este tipo polínico muestra considerables diferencias entre el período 2007/2008 y los períodos 2006/2007 y 2008/2009.

En el año 2006 se observa la presencia de un pico máximo de concentración (21,32 gr/m³) detectado el 25 de agosto en MV2. Picos secundarios significativamente menores, de 5,15 gr/m³, 4,04 gr/m³ y 2,94 gr/m³ fueron respectivamente registrados las semanas del 14 de agosto, el 25 de septiembre y el 14 de agosto (Figura 24). En todos estos casos los valores registrados fueron más altos para MV2 que para los otros dos. Durante el período 2006/2007 los registros para este tipo polínico fueron similares para MV1 y MV2, y notablemente más bajos para MV3 (20 gr/m³ de diferencia en el pico más alto). Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para MV1 y MV2.

Para el período 2007/2008 los valores de concentración resultaron considerablemente menores que en el período anterior, con valores máximos muy bajos (3,31 gr/m³) registrados en la semana del 9 de abril (Figura 24). Contrariamente a lo observado anteriormente, los picos secundarios de concentración ocurrieron en semanas dispersas a lo largo de todo el período, con valores muy bajos.

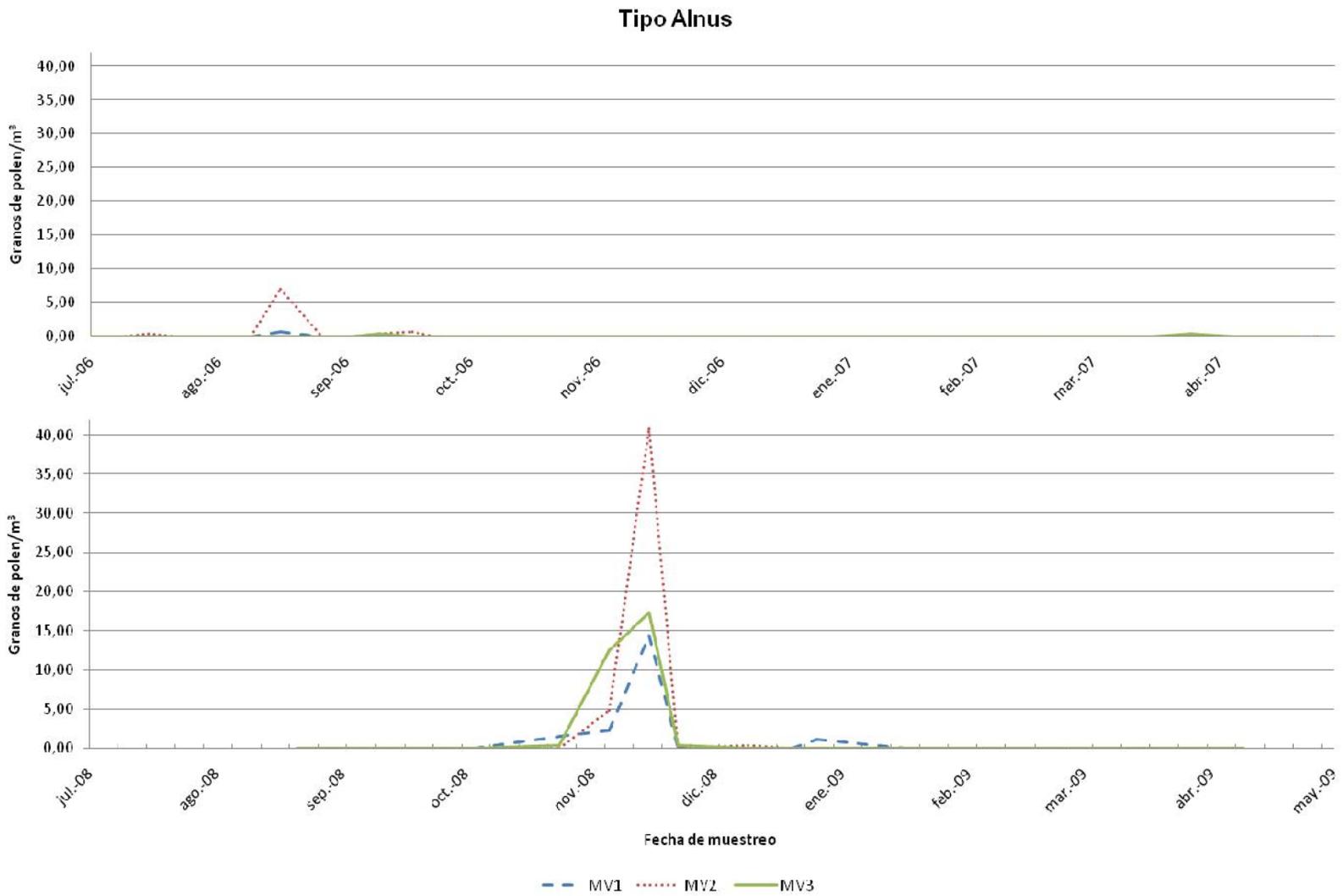


Figura 23: Concentración de Alnus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.

En el período 2008/2009 volvió a registrarse un pico de concentración dominante la semana del 17 de septiembre ($18,38 \text{ gr/m}^3$), y picos secundarios en las semanas subsiguientes hasta el 19 de noviembre. También aquí se detectó un pico menor ($1,47 \text{ gr/m}^3$) la semana del 11 de marzo. Tal como lo observado el primer período, también para este tipo polínico hubo estrecha correlación entre los valores registrados en las tres estaciones para cada muestreo diario, con diferencias máximas en los valores de gr/m^3 , la semana del 11 de septiembre.

Los valores de concentración registrados para este tipo polínico sólo han sido superados durante este estudio por los correspondientes al tipo Pinus.

Eucalyptus

Este tipo polínico comprende a los granos de polen producidos por diversas especies de Myrtaceae. El análisis de los datos correspondientes a este tipo polínico muestra considerables diferencias entre los tres años de estudio. En el período 2006/2007 se observan niveles muy bajos con un pico máximo de concentración ($0,74 \text{ gr/m}^3$) detectado el 5 de enero en la estación 1. Picos secundarios significativamente menores fueron registrados desde octubre a febrero (Figura 25). En todos estos casos los valores registrados fueron más altos para la estación 1. Durante el primer período de muestreo los registros para este tipo polínico fueron similares para los tres muestreadores, observándose una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para los tres sitios de muestreo.

Para el período 2007/2008 los valores de concentración resultaron considerablemente menores que en el período anterior (Figura 25).

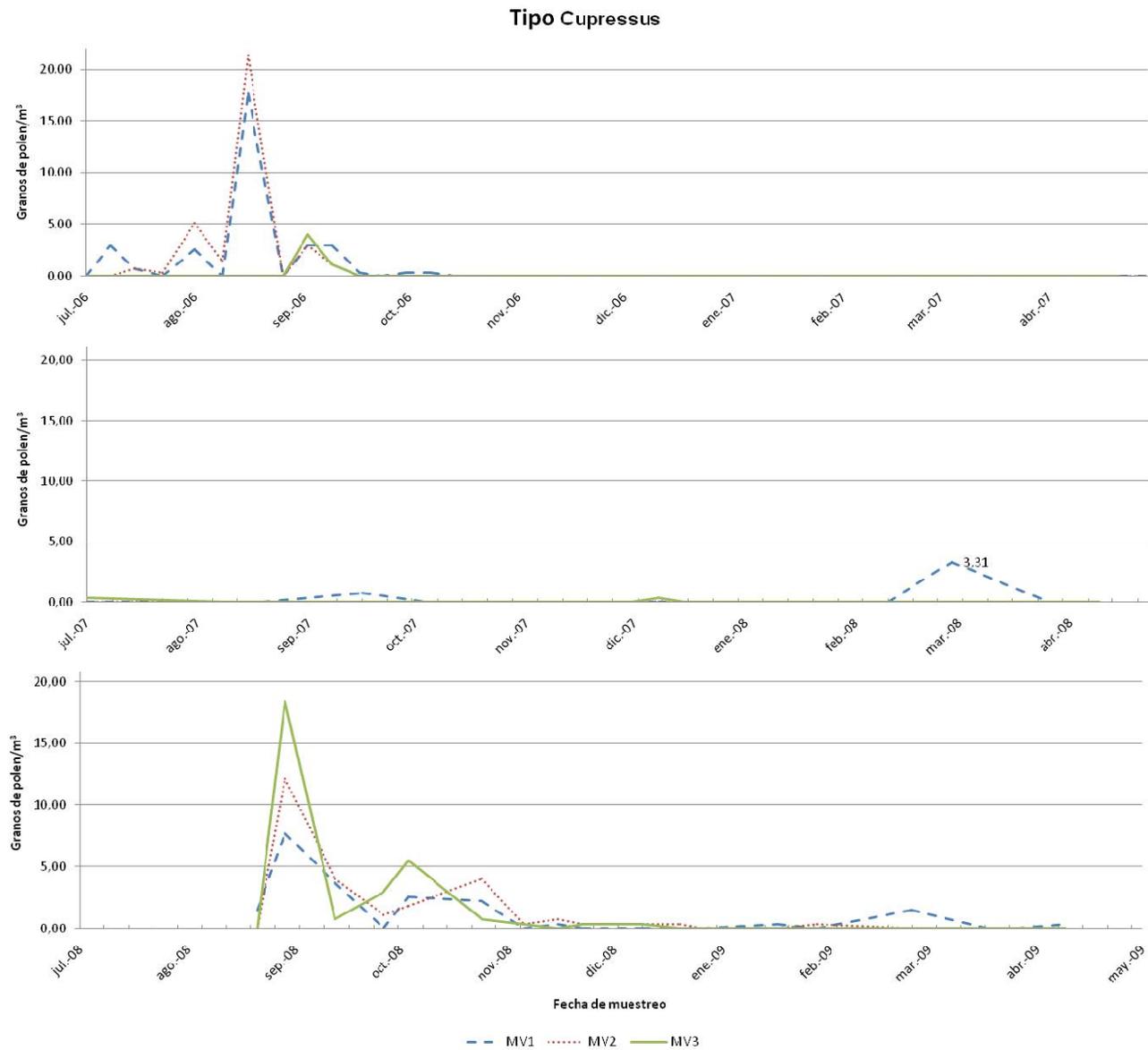


Figura 24: Concentración de Cupressus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante los tres años de estudio.

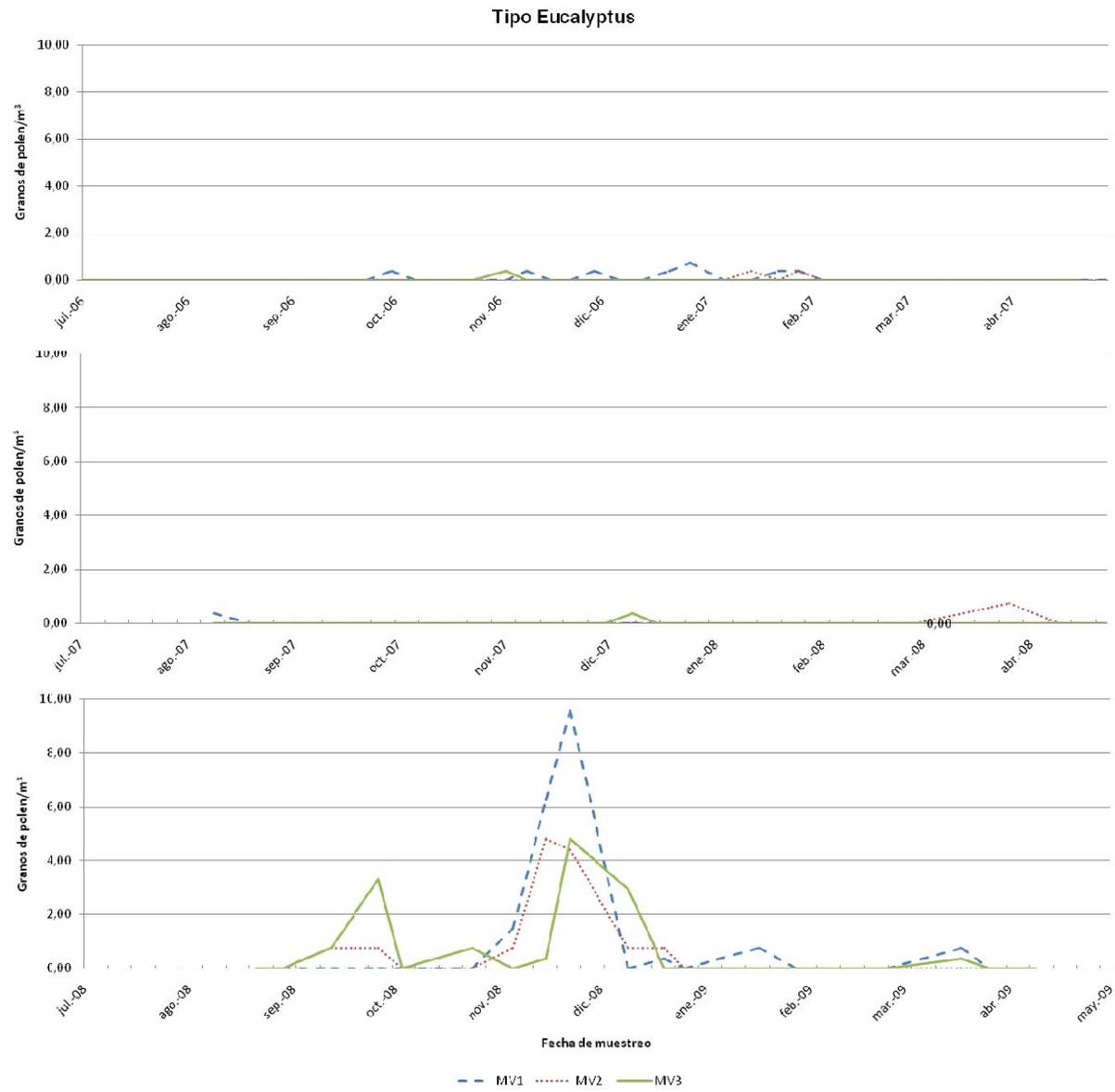


Figura 25: Concentración de Eucalyptus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante los tres años de estudio.

En el período 2008/2009 volvió a registrarse un pico de concentración dominante la semana del 5 de diciembre ($9,56 \text{ gr/m}^3$), y picos secundarios desde septiembre hasta abril. Durante este período se observa una estrecha correlación entre los valores registrados en las tres sitios de muestreo para cada muestreo diario, con diferencias máximas en los valores de $5,88 \text{ gr/m}^3$, la semana del 5 de diciembre.

Morus

El tipo polínico Morus fue registrado durante el primer y tercer período de estudio sin registrarse valores apreciables durante el período 2007/2008. En el período 2006/2007 el pico máximo de concentración ($7,72 \text{ gr/m}^3$) fue detectado el 25 de agosto en MV2. La semana del 18 de septiembre se registró un pico secundario de $1,84 \text{ gr/m}^3$ (Figura 26) en el MV1. Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para los tres sitios de muestreo.

En el período 2008/2009 volvió a registrarse un pico de concentración la semana del 25 de septiembre ($18,38 \text{ granos/m}^3$), en este caso fue el pico máximo y se observó en los tres sitios de muestreo con una diferencia máxima de $18,75 \text{ granos/m}^3$. El pico secundario fue de $2,57 \text{ granos/m}^3$ el 16 de octubre. Al igual que en el primer período, hubo estrecha correlación entre los valores registrados en los tres lugares de muestreo para cada muestreo diario.

No se encuentran registros en el parque de las especies de plantas que producen polen de este tipo, aunque se trata de especies ornamentales bien representadas en el arbolado urbano de ciudades cercanas y cascos de estancias.

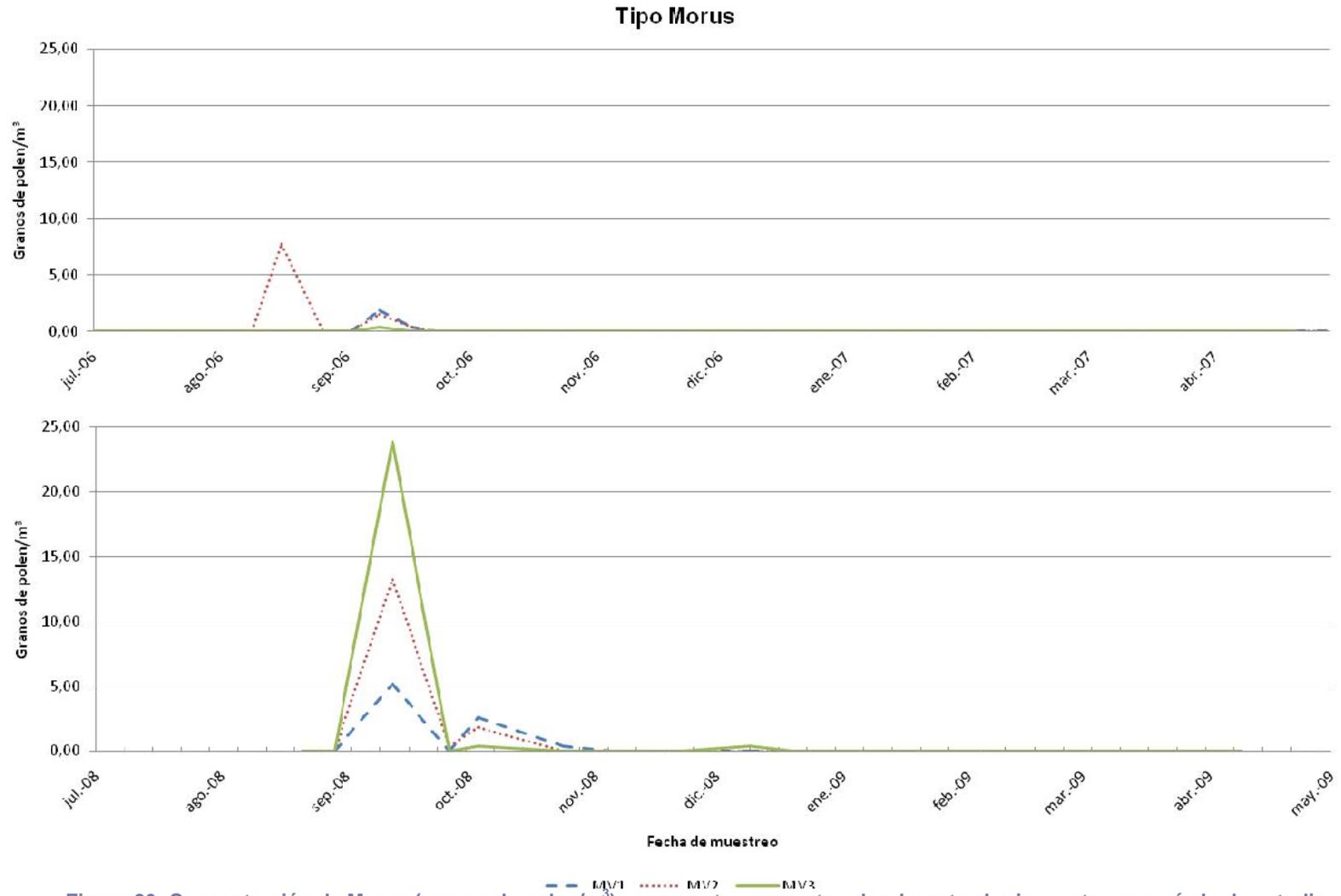


Figura 26: Concentración de Morus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio

Pinus

El análisis de los datos correspondientes al tipo polínico Pinus muestra considerables diferencias durante el período de estudio.

En el período 2006/2007 se observa la presencia de un pico máximo de concentración ($16,91 \text{ gr/m}^3$) detectado el 11 de septiembre en el MV2. Picos secundarios significativamente menores, de $15,07 \text{ gr/m}^3$, $6,25 \text{ gr/m}^3$ y $5,15 \text{ gr/m}^3$ fueron respectivamente registrados las semanas del 14 de agosto, el 25 de septiembre y el 14 de agosto (Figura 27). En todos estos casos los valores registrados fueron más altos para el MV 1 que para las otras dos. Durante el primer año los registros para este tipo polínico fueron similares para el MV1 y MV2, y más bajos para el MV3 ($12,13 \text{ gr/m}^3$ de diferencia en el pico más alto). Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para los tres sitios de muestreo (Figura 27).

Durante el período 2007/2008 no se registraron valores apreciables de este tipo polínico en la atmósfera.

En el período 2008/2009 se registró un pico de concentración dominante la semana del 11 de septiembre ($353,31 \text{ gr/m}^3$), y un pico secundario en la semana del 9 de octubre ($21,69 \text{ gr/m}^3$). Tal como lo observado el primer período, también para este tipo polínico hubo estrecha correlación entre los valores registrados en los tres lugares de muestreo para cada muestreo diario, con diferencias máximas en los valores de $251,1 \text{ gr/m}^3$, la semana del 11 de septiembre.

Los registros para este tipo polínico durante septiembre de 2008 en los tres sitios de muestreo fueron los máximos registrados entre todos los tipos polínicos durante todo el período de estudio.

Las especies vegetales que producen este tipo polínico son muy abundantes dentro del área de estudio y representan uno de los principales problemas de invasión biológica del parque. La mayor concentración de plantas se encuentra en la zona

utilizada con fines turísticos. En la zona de reserva intangible se han realizado tareas tendientes a disminuir la cantidad de individuos.

Ulmus

Al igual que otros tipos polínicos, para el tipo *Ulmus* sólo se registraron valores apreciables durante el primero y tercer años de estudio.

En el período 2006/2007 se observa la presencia de un pico máximo de concentración ($4,04 \text{ gr/m}^3$) detectado el 26 de septiembre en el MV1. Picos secundarios, de $2,21 \text{ gr/m}^3$ y $3,31 \text{ gr/m}^3$ fueron registrados las semanas del 24 de julio y 25 de agosto respectivamente (Figura 28). Se observa buena correlación entre las concentraciones registradas para MV1 y MV2.

No se registraron valores apreciables de este tipo polínico en el período 2007/2008.

En el período 2008/2009 hubo un solo registro en la semana del 11 de septiembre para los MV1 y MV3 con un pico de concentración de $4,41 \text{ gr/m}^3$.

Para el área de reserva, la única especie citada es *Ulmus pumila*.

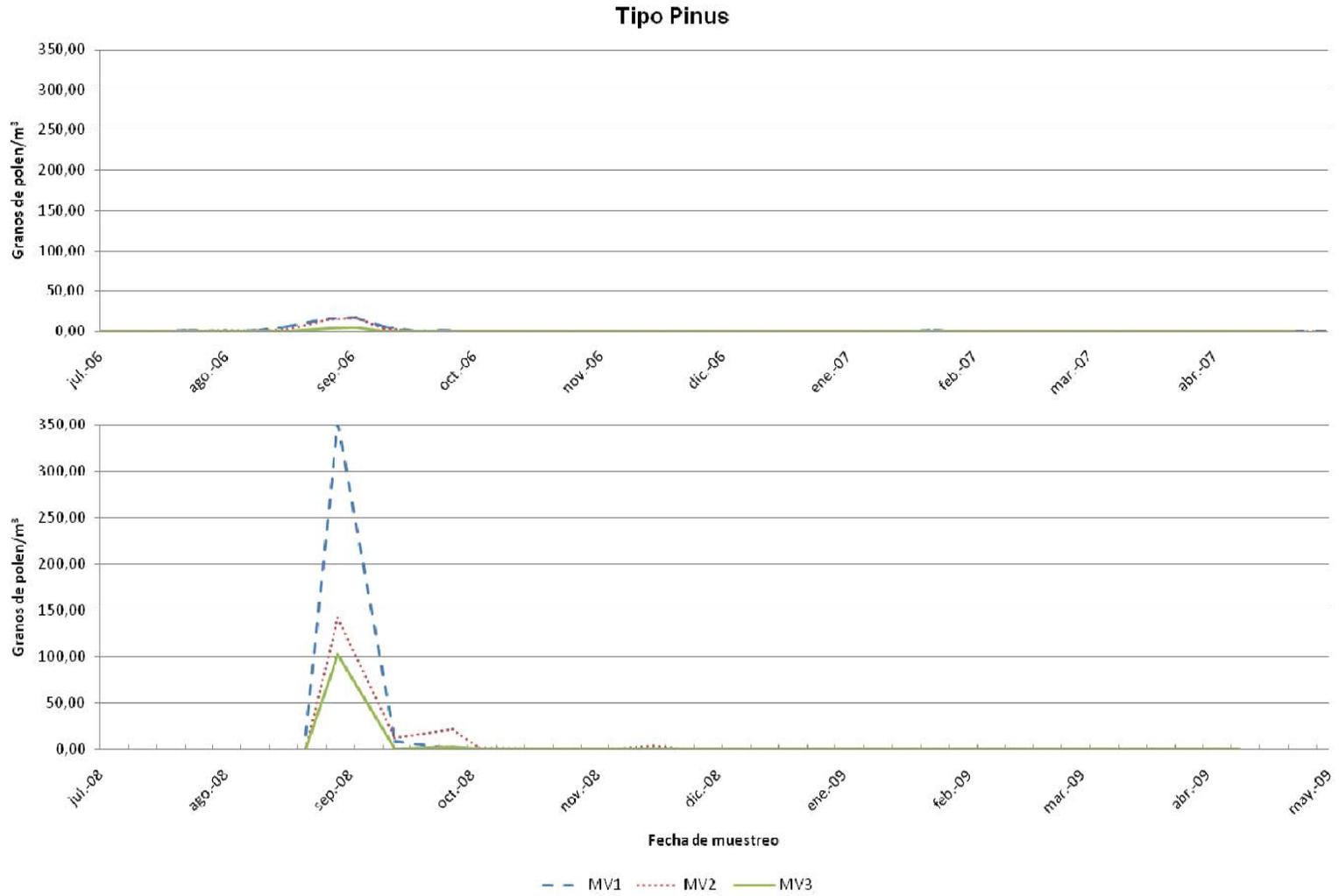


Figura 27: Concentración de Pinus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio

Ambrosia

Este tipo polínico sólo fue registrado durante el período 2008/2009 (Figura 29) con un pico máximo de 68,01 granos/m³ en el MV1 durante la semana del 9 de marzo de 2009. Esa misma semana en el MV2 el registro fue de 8,46 granos/m³. Para el MV 3 el mayor registro fue de 3,31 granos/m³ el 10 de febrero.

No hay registros de especies del género *Ambrosia* dentro del parque pero es una especie relativamente común en áreas aledañas.

Anemone

El tipo Anemone (Figura 30) fue registrado durante el primer y tercer períodos de estudio. En el período 2006/2007 se observa la presencia de un pico máximo de concentración (7,72 gr/m³) detectado el 18 de septiembre en el MV1. Picos secundarios de 2,21 gr/m³, 3,21 gr/m³ y 2,94 gr/m³ fueron registrados las semanas del 4, 11 y 26 de septiembre (Figura 30). Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para los tres muestreadores.

Durante el período 2007/2008 no se registraron valores apreciables de este tipo polínico en ninguno de los sitios de muestreo.

En el período 2008/2009 sólo se registró un pico de 1,47 gr/m³) en el MV1 el 11 de septiembre.

Anemone decapetala es una especie que se encuentra bien representada principalmente en el sector aledaño al MV2 y normalmente tiene dos períodos de floración por año (Apéndice II: Período de floración de las especies presentes en los sitios de muestreo).

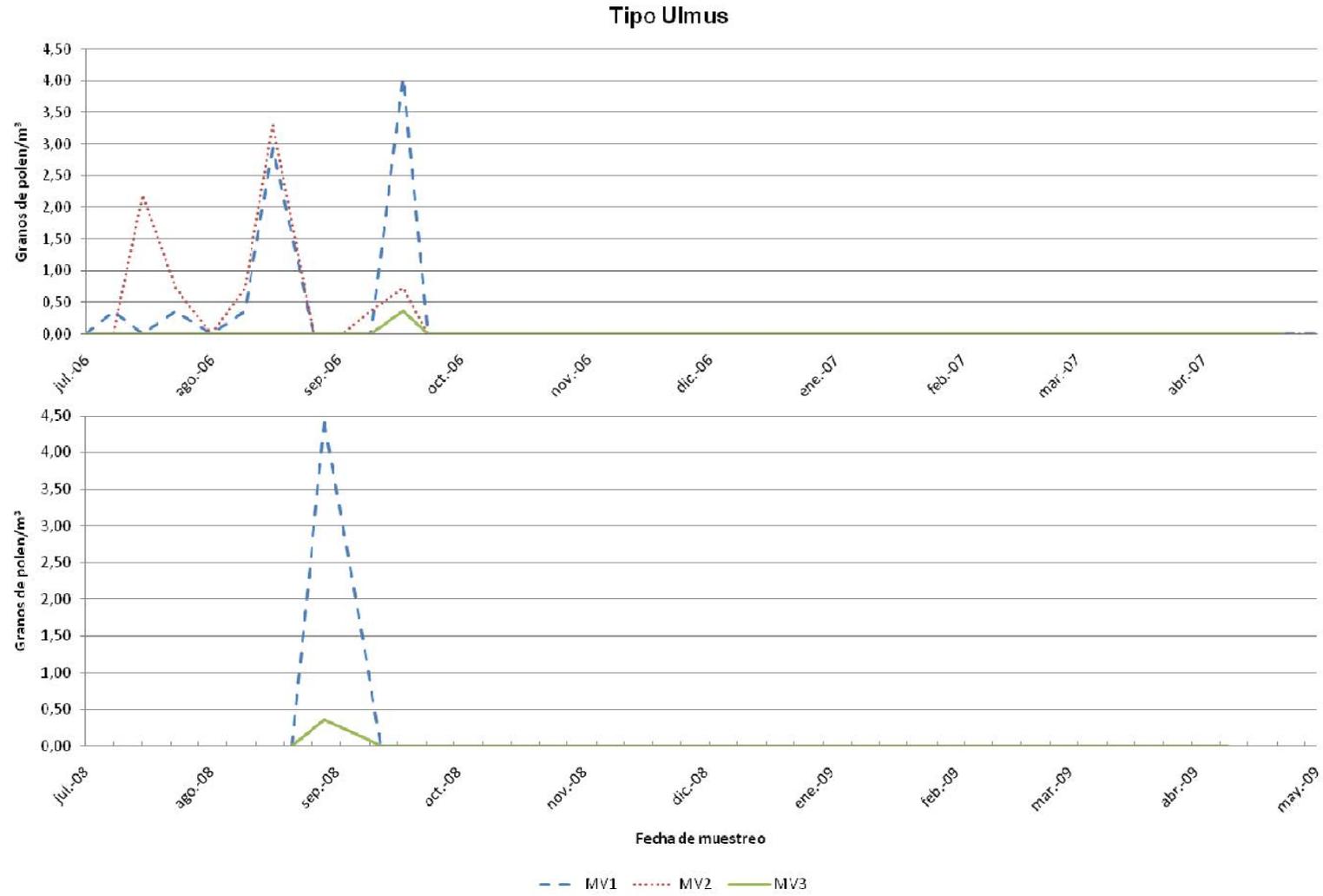


Figura 28: Concentración de Ulmus (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.

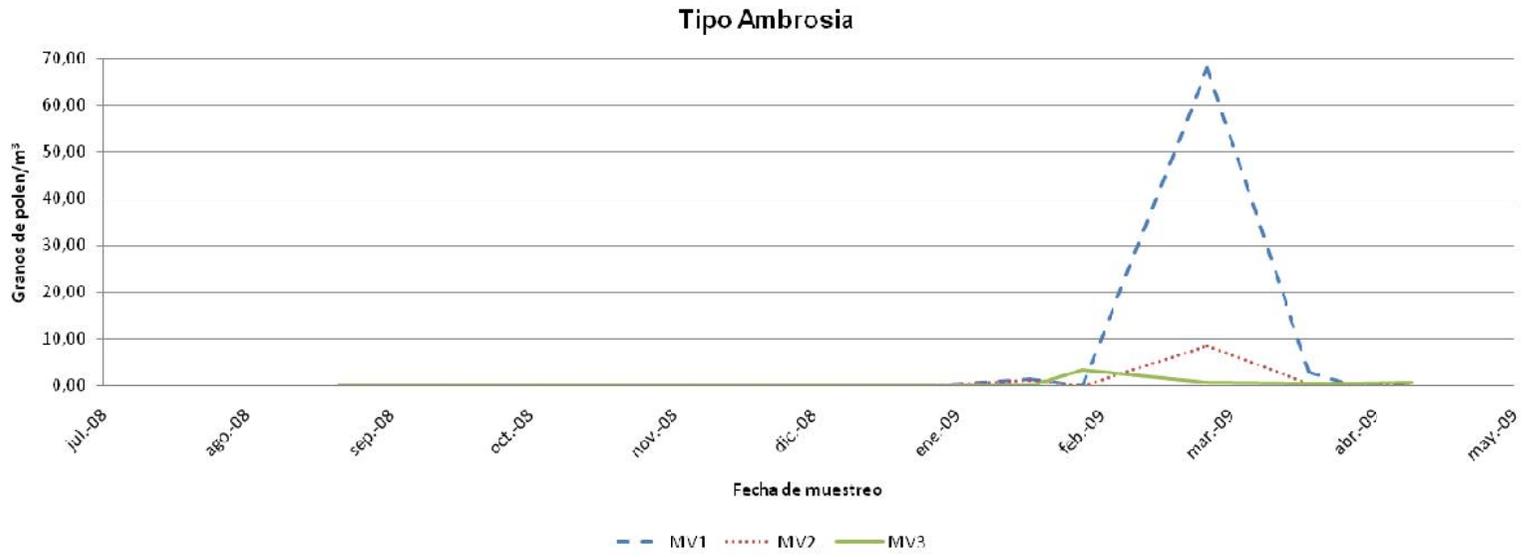


Figura 29: Concentración de Ambrosia (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.

Brassica

El tipo polínico Brassica sólo registró valores apreciables durante el último período de muestreo.

Se observa la presencia de un pico máximo de concentración ($12,87 \text{ gr/m}^3$) detectado el 6 de noviembre de 2008 en el rotorod 1. Picos secundarios menores, de $1,10 \text{ gr/m}^3$, $2,57 \text{ gr/m}^3$ y $1,84 \text{ gr/m}^3$ fueron registrados las semanas del 9 de octubre, 18 y 28 de noviembre (Figura 31). Se observa una estrecha correlación entre las tres estaciones de muestreo.

En la zona de estudio se encuentran varias especies productoras de este tipo polínico aunque se trata de individuos aislados con polinización principalmente entomófila son muy comunes en áreas aledañas.

Chenopodium

El análisis de los datos correspondientes al tipo Chenopodium muestra diferencias marcadas entre el primer y tercer período de estudio, mientras que los valores registrados en el segundo período fueron prácticamente nulos.

En el período 2006/2007 se observa la presencia de un pico máximo de concentración ($9,12 \text{ gr/m}^3$) detectado el 18 de septiembre en el MV2 (Figura 32). Ese mismo día se observaron los valores máximos registrados en los MV1 y MV3, $5,51$ y $4,04 \text{ gr/m}^3$ respectivamente. Se puede observar un pico secundario en febrero en los MV1 y MV2. En todos estos casos los valores registrados fueron más altos para el MV2 que para los otros dos. Se observa una estrecha correlación entre las concentraciones obtenidas para MV1 y MV2.

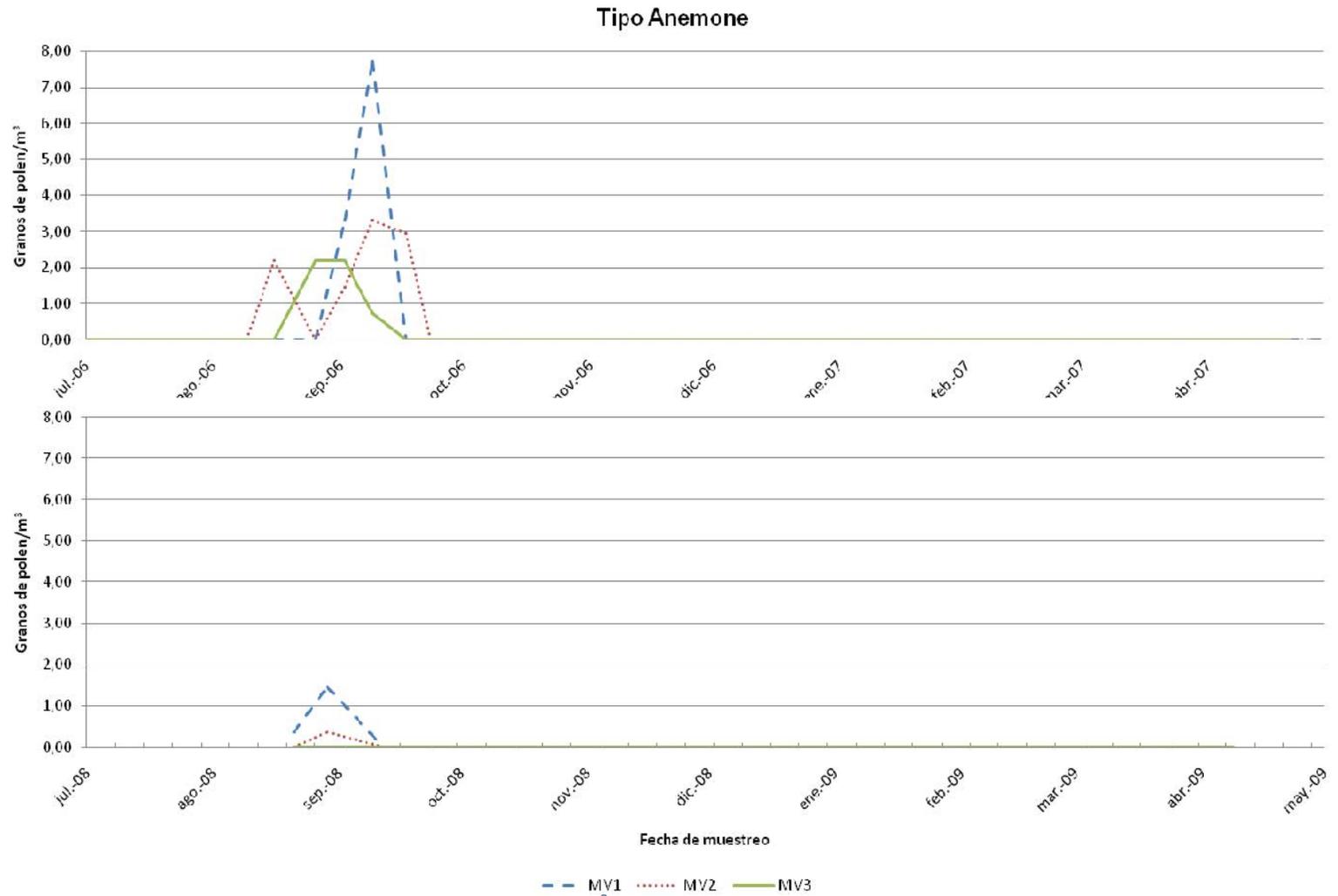


Figura 30: Concentración de Anemone (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.

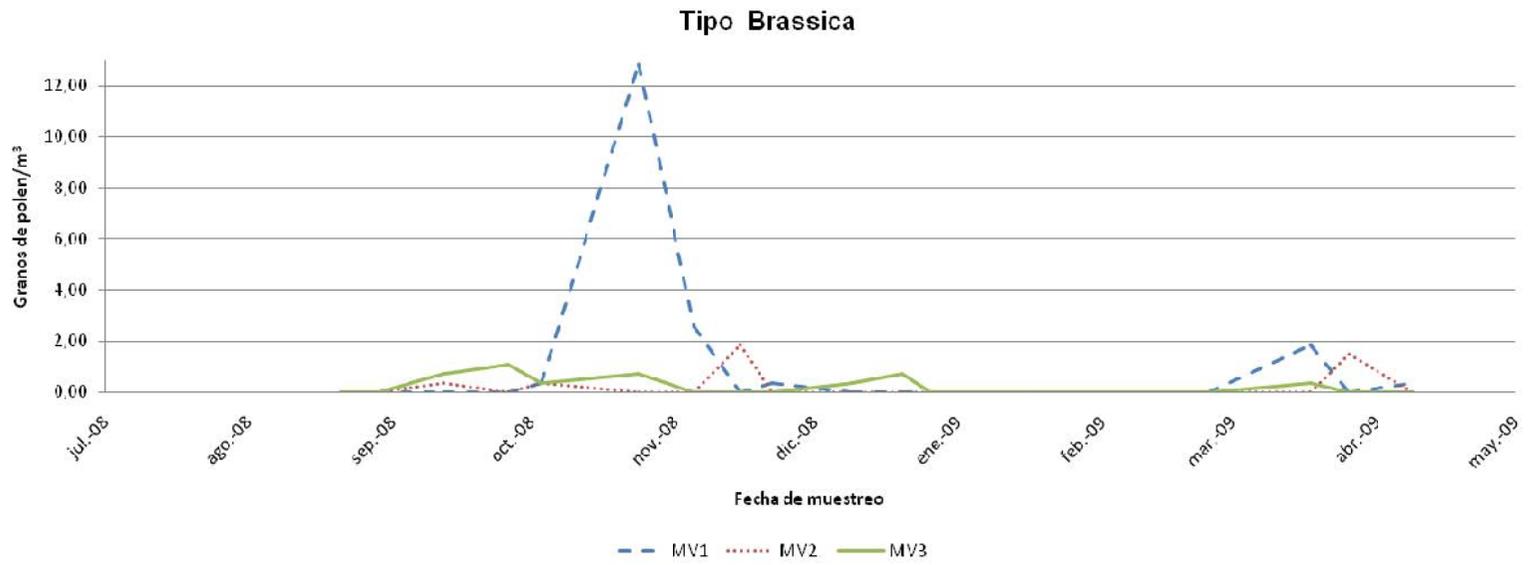


Figura 31: Concentración de Brassica (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.

En el período 2008/2009 volvió a registrarse un pico de concentración dominante la semana del 17 de septiembre ($18,38 \text{ gr/m}^3$), y picos secundarios en las semanas subsiguientes hasta el 19 de noviembre. También aquí se detectó un pico menor ($1,47 \text{ gr/m}^3$) la semana del 11 de marzo. Tal como lo observado el primer período, también para este tipo polínico hubo estrecha correlación entre los valores registrados en los tres sitios de muestreo para cada muestreo diario, con diferencias máximas en los valores de 10 gr/m^3 , la semana del 11 de septiembre.

Apiaceae

Este tipo polínico fue representado sólo durante el tercer período de muestreo (Figura 33). Puede observarse que los registros se encuentran concentrados en el período noviembre- febrero, con dos picos máximos de 5,15 en enero-febrero. Se observa una estrecha correlación entre los datos obtenidos para los tres sitios de muestreo.

Poa

En el polínico Poaceae se incluye el polen de gramíneas que no supera los $40 \mu\text{m}$ de diámetro. Este tipo muestra considerables diferencias entre el primero y tercero período (Figura 34) de estudio, con registros prácticamente nulos durante el segundo período.

En el período 2006/2007 los valores fueron muy bajos con un pico máximo de concentración de $2,94 \text{ gr/m}^3$ en septiembre.

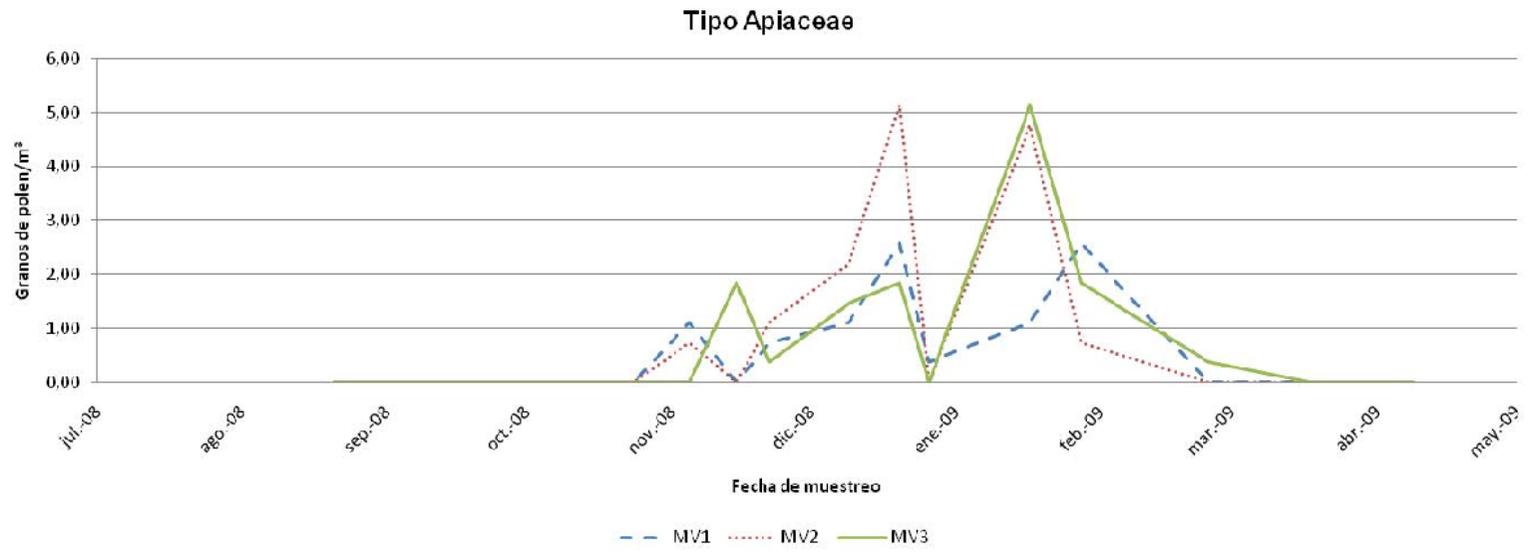


Figura 33: Concentración de Eryngium (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el tercer período de estudio.

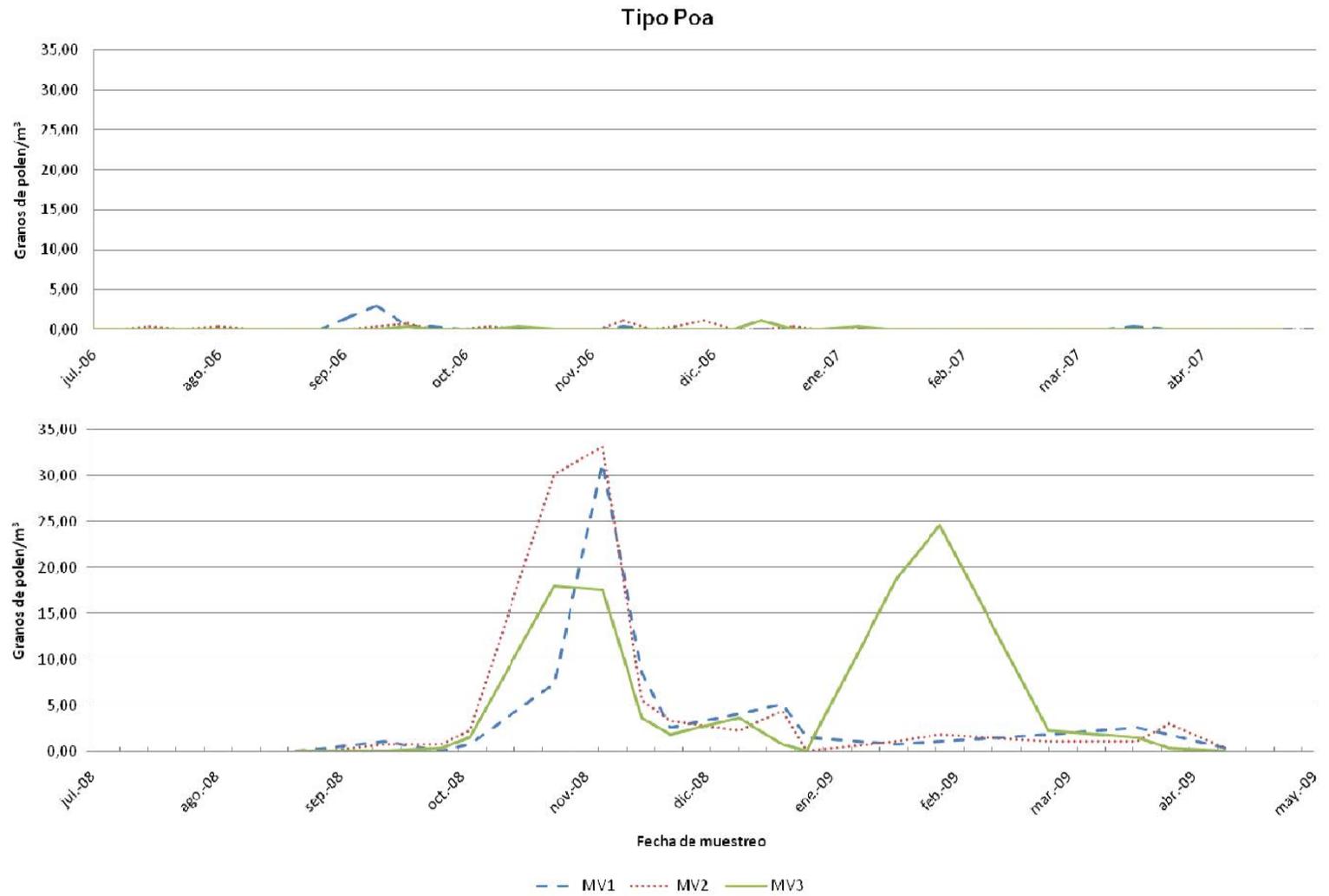


Figura 34: Concentración de Poa (granos de polen/m³) por muestra y muestreador durante el primer y tercer período de estudio.

En el período 2008/2009 volvió a registrarse un pico de concentración dominante la semana del 25 de septiembre (33,82 gr/m³), y picos secundarios de 33,09, 31,25 y 30,15 gr/m³ en las semanas próximas. Otros dos picos importantes (24,63 y 18,75 gr/m³) se observan en el MV3 durante el mes de febrero. Tal como lo observado en el primer período, durante el último período de estudio se notó una estrecha correlación entre los valores registrados en los tres sitios de muestreo para cada muestreo diario.

Discusión

Desde el punto de vista cuantitativo, se ha observado una diferencia marcada entre los años en que se ha llevado a cabo el estudio. En el área de las Sierras de la Ventana se observan períodos de sequía estival que se hacen particularmente marcados en algunos años, como fue el caso del año 2008 (Figura 12) y se ve reflejado en los resultados correspondientes al período de muestreo junio 2007- mayo 2008. Esto afecta principalmente a los taxa herbáceos (Poaceae, Urticaceae, *Plantago*) cuya polinación desciende en los años de sequía y aumenta en los años lluviosos.

En estudios realizados en otras áreas se ha observado que la humedad relativa resulta positiva cuando se relaciona con lluvias ligeras y negativa cuando se vincula con precipitaciones fuertes (Díaz de la Guardia *et al.*, 1998; Emberlin *et Norris-Hill*, 1991). Resultados similares pudieron observarse en las muestras tomadas en este estudio teniendo en cuenta datos de campo como precipitaciones previas o simultáneas al muestreo, presencia de rocío, etc.

Al comparar los datos cuantitativos de todo el período de estudio con los registrados en otras áreas naturales utilizando la misma metodología se observa que los valores anuales para cualquiera de las estaciones de muestreo resultan ser notablemente más bajos que los registrados en sitios cercanos como el Salitral de la

Vidriera (Murray *et al.*, 2008) y en el Refugio de Vida Silvestre Marahué (Murray *et al.*, 2007).

Durante los tres años en que se registraron lecturas con el muestreador volumétrico se vio una marcada variabilidad en los datos registrados. Analizando en forma individual los períodos de muestreo, se observa que el período 2007/2008, caracterizado por una marcada sequía debida a las escasas precipitaciones, fue el de menor concentración polínica anual (Figura 18). Las razones de esto, en parte, pueden atribuirse a aspectos meteorológicos, pero además deben tenerse en cuenta otros factores que pueden tener incidencia entre los que se hallan:

- a. la imposibilidad de realizar todos los muestreos de forma simultánea debido a que se contaba con un solo dispositivo.
- b. cuestiones operativas tendientes a disminuir el impacto visual en los turistas que visitan el cerro Ventana determinaron que el muestreo comenzara en el punto de mayor altura. Como consecuencia la zona aledaña al muestreador se encontraba en condiciones de temperatura y humedad desfavorables para la liberación de polen.
- c. La imposibilidad de dejar el muestreador a campo determina que el muestreo sea continuo y por ello sólo representativo de las condiciones ambientales durante 120 minutos continuos en cada estación de muestreo. Esto hace que los datos obtenidos con este tipo de muestreador, en estas condiciones, no tengan la calidad de los datos obtenidos en áreas urbanas donde el muestreo es discontinuo pero representativo de las 24 horas del día.

Teniendo en cuenta los valores registrados para los principales tipos polínicos se evidencia una polarización entre los correspondientes a especies arbóreas y aquellos correspondientes a especies herbáceas, en tanto que las especies arbustivas

no tienen mayor importancia en los registros polínicos. Las especies arbóreas son exóticas, pero muy abundantes tanto en el área de muestreo como en zonas cercanas, y en general, puede decirse que presentan un pico en la primavera. Los tipos polínicos arbóreos más representativos fueron Cupressaceae, Myrtaceae, y Pinus, todos ellos correspondientes a especies exóticas. Las especies arbustivas están pobremente representadas en el área (Apéndice I) y, consecuentemente, resultan pobremente representadas en los registros polínicos.

En el caso de las especies herbáceas, en cambio, los máximos registros de polen se observan a fines de primavera y en verano. Los tipos polínicos herbáceos más representativos fueron Poaceae, Amaranthus/Chenopodiaceae y Asteraceae. Los picos coinciden con la floración de gramíneas de ciclo invernal y estival respectivamente, las más importantes tanto en número de especies como de individuos, pero debe tenerse en cuenta que el número de especies herbáceas en el área es importante para un gran número de especies pertenecientes a otras familias.

Entre los tipos arbóreos, Cupressaceae fue el más variable mientras que Pinus y Myrtaceae fueron más regulares entre los distintos años durante el período de muestreo. Las especies herbáceas, en cambio, mostraron mayor variación interanual probablemente por su mayor dependencia de las condiciones climáticas antes y durante el período de polinación.

Mediante el análisis estacional de la diversidad polínica se busca interpretar las variaciones del contenido polínico del aire en función de los tipos que integran el espectro polínico anual. En este estudio el espectro polínico no ha mostrado una variación marcada durante el período de muestreo. Las diferencias que pueden encontrarse se deben principalmente a tipos polínicos pertenecientes a especies con polinización entomófila. Es de notar la casi nula representación de esporas de helechos en las muestras analizadas para los tres años de muestreo. Esto debe

atribuirse a la baja eficiencia de muestreo del Rotorod para captar partículas grandes. El mismo comportamiento se observó para tipos polínicos de gran tamaño como el producido por especies de la familia Malvaceae. Tanto en los tipos polínicos producidos por especies herbáceas como en los helechos, el factor más influyente en la baja eficacia de muestreo del Rotorod es la altura a la que se liberan los granos de polen y las esporas.

El tipo polínico *Pinus* es el primero en abundancia entre los registrados para este estudio. La invasión biológica que representan las especies del género *Pinus*, ampliamente cultivadas con fines ornamentales y paisajísticos en campos vecinos, es uno de los mayores problemas de manejo en el área de reserva. Morfológicamente, los granos de este tipo son grandes, fácilmente identificables y muy conspicuos en las muestras. Las diferencias en la concentración observadas entre los períodos muestreados pueden atribuirse a las condiciones de sequía extrema para la zona dominantes en el segundo período. El período de máxima concentración primaveral observado en el primer y tercer períodos permite inferir que la misma también es una representación confiable del comportamiento aerobiológico de este tipo. En cuanto a los valores hallados para este tipo, los registrados durante el tercer año de estudio reflejan con mayor fidelidad la abundancia en el área de especies productoras de polen de este tipo. Los períodos en que las concentraciones de polen fueron más altas coinciden con los datos fenológicos disponibles. Podemos inferir, entonces que, para esta especie los valores de concentración obtenidos reflejan las condiciones de la localidad.

El tipo polínico *Cupressus* es el segundo en abundancia entre los registrados para este estudio. Como en el caso de *Pinus*, las diferencias en la concentración observadas entre los períodos muestreados pueden atribuirse a las condiciones de sequía extrema para la zona dominantes en el segundo período. Este tipo polínico

corresponde a un grupo de especies bien representadas en el área (*C. sempervirens*, *C. macrocarpa*, *Thuja orientalis*) ampliamente cultivadas con fines ornamentales y paisajísticos. Morfológicamente, los granos de este tipo son inconfundibles y muy conspicuos en las muestras correspondientes. Podemos inferir, entonces que, para esta especie los valores de concentración obtenidos reflejan las condiciones de la zona. El período de máxima concentración primaveral observado en el primer y tercer períodos, así como la consistencia de los valores hallados para este tipo permiten inferir que los mismos son una representación confiable del comportamiento aerobiológico de este taxón.

Las especies que producen el tipo *Alnus* no se encuentran representadas en el área de estudio por lo que su presencia es atribuible a un aporte foráneo relacionado con los vientos dominantes. Lo contrario ocurre en el caso del tipo *Ulmus* que se encuentra representado en el área por ejemplares de *Ulmus pumila* pero teniendo en cuenta los bajos valores de polen registrados en el aire es de suponer que no hay un aporte foráneo de este tipo polínico.

CAPÍTULO VI: Viabilidad y producción polínica

Introducción

El polen llega a la atmósfera por medio de varios procesos de los cuales uno de los más importantes es la dehiscencia de las anteras de la vegetación local. En ciertas condiciones meteorológicas grandes cantidades de polen se transportan a grandes distancias. Además, parte del polen depositado en la vegetación o el suelo puede llegar a ser resuspendido.

La viabilidad del polen es una medida de la fertilidad masculina y los ensayos de viabilidad se realizan a menudo en experimentos de reproducción en agricultura y para supervisar la condición de polen almacenado (Heslop-Harrison *et al.*, 1984). Pueden ser utilizados para identificar los híbridos en los muchos casos en que el polen híbrido se ve colapsado y no viable (Hauser *et Morrison*, 1964). También es una herramienta utilizada por investigadores que llevan a cabo polinizaciones manuales para asegurar la viabilidad del polen utilizado en los cruzamientos.

Debe tenerse en cuenta que el momento y el método de recolección y el tiempo de almacenamiento afectan la viabilidad del polen. Cualquier trabajo que requiera máxima viabilidad polínica debe llevarse a cabo poco después de la dehiscencia de las anteras. La viabilidad se deteriora rápidamente en la mayoría de las especies y es por ello que la germinación es más exitosa inmediatamente después de la antesis. Se ha mostrado que la viabilidad de polen de *Erythronium grandiflorum* Pursh (Liliaceae) disminuye significativamente dentro de una hora de exposición al aire después de la dehiscencia. Además, puede haber diferencias en la viabilidad del polen entre los individuos. Oni (1990) observó flores de tres árboles de *Triplochiton scleroxylon* (Sterculiaceae) y descubrió que el porcentaje de flores con polen viable varió de 25% a 65%. También se encontraron diferencias significativas en la cantidad de polen viable entre las flores de un mismo individuo. Son numerosos los trabajos en los que se hace referencia a una importante disminución en los porcentajes de viabilidad del polen a medida que aumenta el tiempo desde el momento de su liberación desde las anteras (Lansac *et al.*, 1994; Leduc *et al.*, 1990; Stanley *et Linskens*, 1974). Un ejemplo de esto es el trabajo realizado en *Sorghum bicolor* (L.) Moench por Lansac *et al.* (1994) donde se vio que la reactividad ante la prueba de cloruro de trifeniltetrazolio se mantenía constante durante los diez primeros minutos y comenzaba a decrecer posteriormente a medida que aumentaba el tiempo desde la antesis. Los mismos autores comprobaron que para *S. bicolor* los valores de germinación *in vitro* se correlacionaban con los porcentajes de viabilidad medidos con TTC. Otro aspecto a tener en cuenta es que la viabilidad del polen se trata a menudo como una condición dicotómica, cuando es probable que sea una variable continua (Kearns *et Inouye*, 1993).

El polen puede ser liberado en los estados binucleado (núcleo del tubo y núcleo generativo) o trinucleado (núcleo del tubo y dos núcleos espermáticos). El polen binucleado germina con bastante facilidad (Kearns *et Inouye*, 1993). El polen trinucleado (por ejemplo, el polen de Asteraceae y Poaceae) tiene una vida muy corta y es difícil de

hacer germinar in vitro (Leduc *et al.*, 1990), sin embargo no todos los tipos de polen tienen corta viabilidad, algunas Rosaceae y Liliaceae tienen granos de polen que pueden permanecer viables durante 100 días (Leduc *et al.*, 1990). En líneas generales, la longevidad del polen se ve afectada por la temperatura y la humedad (Shivanna *et al.*, 1991). El polen de Poaceae, por ejemplo, no tolera la desecación y pierde su viabilidad dentro de un día cuando se seca (Stanley *et Linskens*, 1974). En *Clarkia* (Onagraceae), en cambio, Smith-Huerta y Vasek (1984) comprobaron que la viabilidad del polen disminuye con el tiempo a temperatura ambiente tanto en la planta como en el laboratorio, pero que el polen almacenado a 5 ° C mantiene su capacidad de fecundar óvulos durante períodos más largos.

La viabilidad del polen recolectado en diferentes momentos del día (Stanley *et Linskens*, 1974) o en diferentes etapas de desarrollo floral (Leduc *et al.*, 1990) puede diferir. La exposición a la luz ultravioleta y el ozono disminuye la viabilidad de algunas especies (Feder *et Shrier*, 1990). Temperaturas altas o bajas pueden inhibir el crecimiento del tubo de polen, que suele ser óptimo entre 25 ° y 30 ° C (Shivanna *et al.*, 1991). Incluso compuestos volátiles de origen natural producidos por las flores, hojas y frutos puede inhibir la germinación del polen (Hamilton-Kemp *et al.*, 1991). Algunos estímulos externos pueden ser utilizados para superar los mecanismos de autoincompatibilidad para que el polen pueda germinar.

Para medir la viabilidad polínica podemos utilizar métodos directos e indirectos. Las pruebas directas consisten en depositar el polen en estigmas y determinar si las semillas se desarrollan (Razora *et Zsuffa*, 1986). Estas pruebas tienen la ventaja de proporcionar una medida clara para la población de granos de polen depositados en el estigma, pero tiene varias desventajas, tal como el tiempo que insume. Los métodos indirectos se basan en la correlación entre la capacidad de fertilizar un óvulo y alguna característica fisiológica o física que se puede determinar más rápidamente. Los métodos indirectos que se correlacionan con la germinación del polen incluyen el procedimiento

fluorocromático (FCR), las pruebas para determinar la actividad enzimática, y las pruebas de tinción de las células vegetativas. La correlación es mayor para FCR y más baja para las tinciones (Heslop-Harrison *et al.*, 1984). La tinción con colorantes nucleares o no vitales pueden ser útil para determinar el grado de esterilidad del polen, pero no refleja su viabilidad (Stone *et al.*, 1995).

La viabilidad del polen también puede ser evaluada mediante ensayos de germinación *in vitro* (Heslop-Harrison *et al.*, 1984). Este método se considera una prueba fiable bajo el supuesto de que el polen capaz de germinar sería polen fértil (Barrow, 1983). Una limitación importante de esta prueba es la dificultad de lograr la germinación satisfactoria en muchas especies, especialmente en sistemas de polen trinucleado (Mulcahy *et al.*, 1988).

Pruebas de actividad enzimática

Las pruebas enzimáticas dependen de la presencia de reacciones de oxidación y reducción que se correlacionan con la respiración celular. Los colorantes utilizados en estas pruebas son incoloros hasta la reducción u oxidación en que viran a la forma coloreada. Este proceso tiene lugar en presencia de enzimas celulares activas.

Entre los reactivos que se pueden utilizar se encuentran:

- a. Nitroazul de tetrazolio (Hauser *et al.*, 1964).
- b. 2,3,5-cloruro de trifeniltetrazolio (Cook *et al.*, 1960) o 2,5-bromuro de difenilmonotetrazolio.
- c. Reacción peroxidasa (King, 1960).
- d. X-gal (Singh *et al.*, 1985; Trognitz, 1991; Rodríguez-Riano *et al.*, 2000).
- e. Reacción Fluorocromática (FCR). (Heslop-Harrison *et al.*, 1970; Khatum *et al.*, 1995).

Para conocer las concentraciones que se utilizan para preparar las soluciones reactivas ver el Apéndice III.

Tinciones

Las tinciones específicas a los componentes del polen también se pueden utilizar para la prueba de viabilidad. El azul de anilina en lactofenol tiñe calosa, el acetocarmín tiñe los cromosomas; la floxina-verde de metilo tiñe el citoplasma y celulosa. Sin embargo, el polen inmaduro o no viable a veces contiene suficiente cantidad de estos elementos para teñirse, y el polen viable de algunas especies no se tiñe bien (Stanley *et Linskens*, 1974). Por lo tanto, las tinciones pueden proporcionar (en el mejor de los casos) sólo estimaciones aproximadas de la viabilidad (Stanley *et Linskens*, 1974, Heslop-Harrison *et al.*, 1984).

Los colorantes tales como el acetocarmín en gelatina-glicerina y el azul de anilina en lactofenol tiñen el polen no-abortado. Sin embargo, la tinción de Alexander colorea diferencialmente el polen abortado y no abortado; el verde de malaquita tiñe la celulosa en las paredes del polen, y la fucsina ácida tiñe el protoplasma. Así los granos de polen abortados (o germinados) aparecen de color verde y los granos de polen con protoplasma se ven de color rosado (Kearns *et Inouye*, 1993).

También se puede utilizar la solución de Lugol (Sigma, St. Louis, Missouri, USA) para detectar almidón. En este caso, se consideran viables los granos de polen que se tiñen de color negro.

Materiales y métodos

Se llevaron a cabo recuentos para medir la producción polínica por antera y por flor de algunas especies endémicas del Sistema de Ventania. Para ello se tomó una antera por flor de cinco flores de cada planta y esto se repitió en cinco plantas de cada especie (25 anteras en total, una de las plantas corresponde a un ejemplar de herbario³). Las anteras se conservaron en etanol 70%. Posteriormente, se realizaron sucesivos

³ Herbario del Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia de la Universidad Nacional del Sur (BBB).

lavados con etanol 70 % hasta remover todos los granos de polen. Las muestras se centrifugaron, se eliminó el sobrenadante y se agregó glicerol 50 % hasta completar 1 ml. Se tomaron tres submuestras de 10 µl de esta suspensión y se contaron los granos de polen en cada una de ellas para estimar el número total de granos por antera y por flor (Weller, 1981; Cruzan, 1989).

Los ensayos para evaluar la viabilidad de los granos de polen se realizaron según el método colorimétrico que utiliza como tinción el 2, 3, 5-cloruro de trifeniltetrazolio (Cook *et Stanley*, 1960). Este método consiste en teñir los granos de polen de anteras recién abiertas con una solución de TTC al 1% en una solución de sacarosa al 50%. A fin de evitar posibles variaciones en los porcentajes de viabilidad debidas al tiempo transcurrido desde la anthesis, todos los ensayos se realizaron dentro de los cinco minutos posteriores a la liberación del polen. Para poder cumplir con este objetivo se llevaron al laboratorio flores cerradas de cada una de las especies estudiadas que fueron mantenidas en agua y se esperó a que las anteras comenzaran su dehiscencia. Para cada especie se analizaron cinco muestras de un pool de anteras correspondientes a cinco flores de cuatro plantas distintas (en total 20 muestras para cada especie). Los conteos se realizaron luego de 30 minutos de incubación a 40°C en placa calefactora (Zehao *et al.*, 2004) y se contaron como mínimo 300 granos de polen por muestra.

***Luzula excelsa* Buchenau (Juncaceae) (Lámina 1)**

En el área de estudio se encontró en los alrededores del sendero de ascenso al cerro Ventana en el sector comprendido entre las estaciones 5 y 6. En este sector resulta ser una especie abundante y conspicua en el momento de floración. En estado vegetativo pasa desapercibida ya que se confunde con las gramíneas.

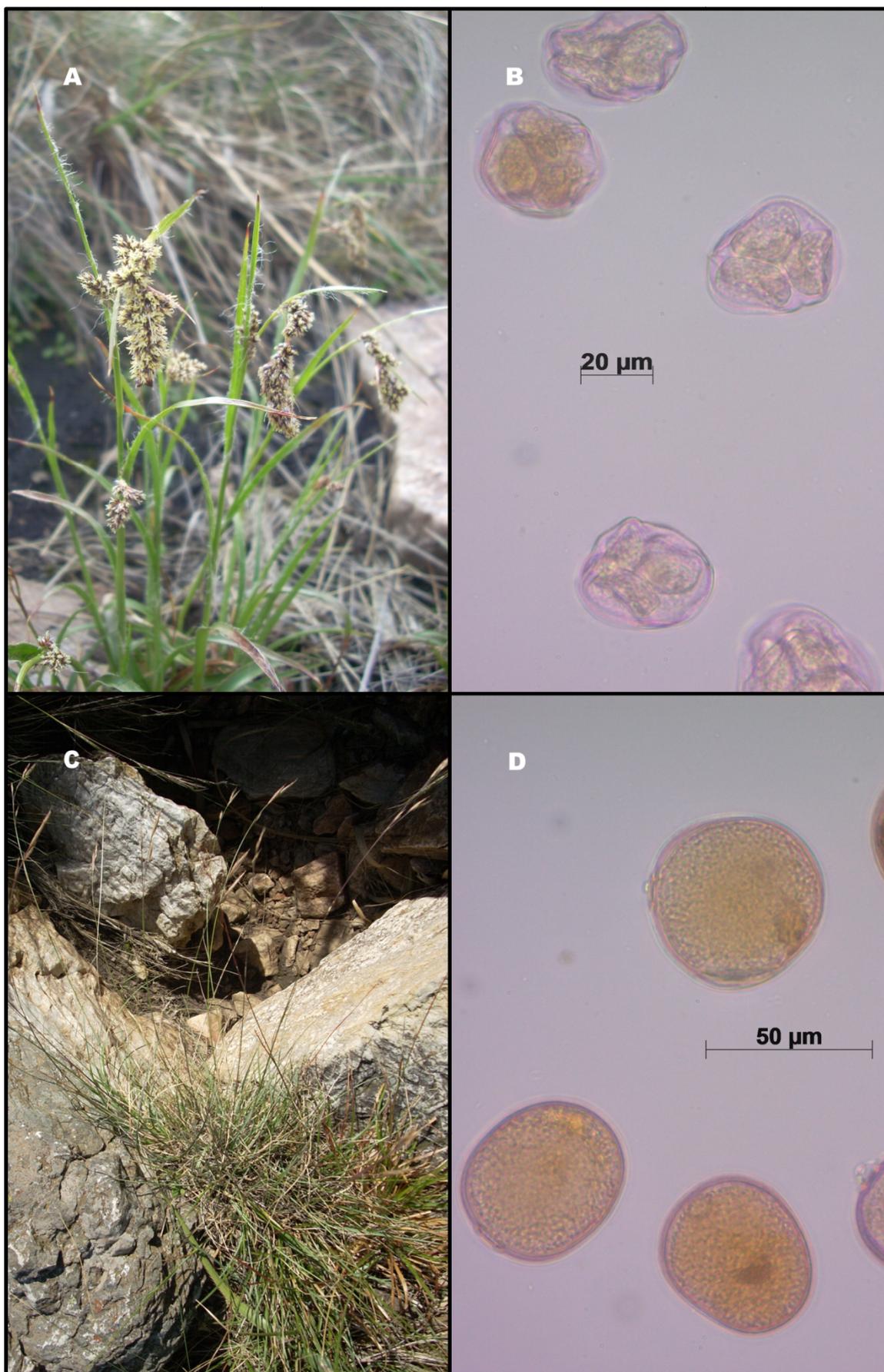


Lámina 1: A, B. *Luzula excelsa*. A. Planta. B. Polen. C, D. *Bromus bonariensis*. C. Planta. D. Polen.

***Bromus bonariensis* Parodi et Cámara (Poaceae) (Lámina 1)**

En el área de estudio se encontró en los alrededores del sendero de ascenso al cerro Ventana a la altura de la Estación 6. En este sector resulta ser una especie abundante y conspicua.

***Festuca ventanicola* Spegazzini (Poaceae) (Lámina 2)**

En el área estudiada se encontró en los alrededores del sendero de ascenso al cerro Ventana en el sector comprendido entre las estaciones 6 y 7. En este sector es una especie abundante. Su follaje verde azulado torna a esta especie conspicua entre el resto de la vegetación.

***Poa iridifolia* Hauman (Poaceae) (Lámina 2)**

Especie propia de las sierras de la provincia de Buenos Aires. Habita entre las rocas, formando matas aisladas, en las sierras de la Ventana, Curamalal, Tandil, Balcarce, etc.

En el área muestreada se encontró en los alrededores del sendero de ascenso al cerro Ventana a la altura de la Estación 6. En este sector es una especie abundante y conspicua.

***Mimosa rocae* Lorentz et Niederlein (Fabaceae) (Lámina 3)**

En el Parque Provincial E. Tornquist es una especie muy abundante. En el sendero de ascenso al cerro Ventana se halló a la altura del MV 2 (649 m s m). En el sector de reserva es una especie muy abundante entre los 650 m s m hasta los 800 m s m. El período de floración es muy amplio y, si bien es una especie de porte rastrero, se hace muy evidente cuando se encuentra en flor.

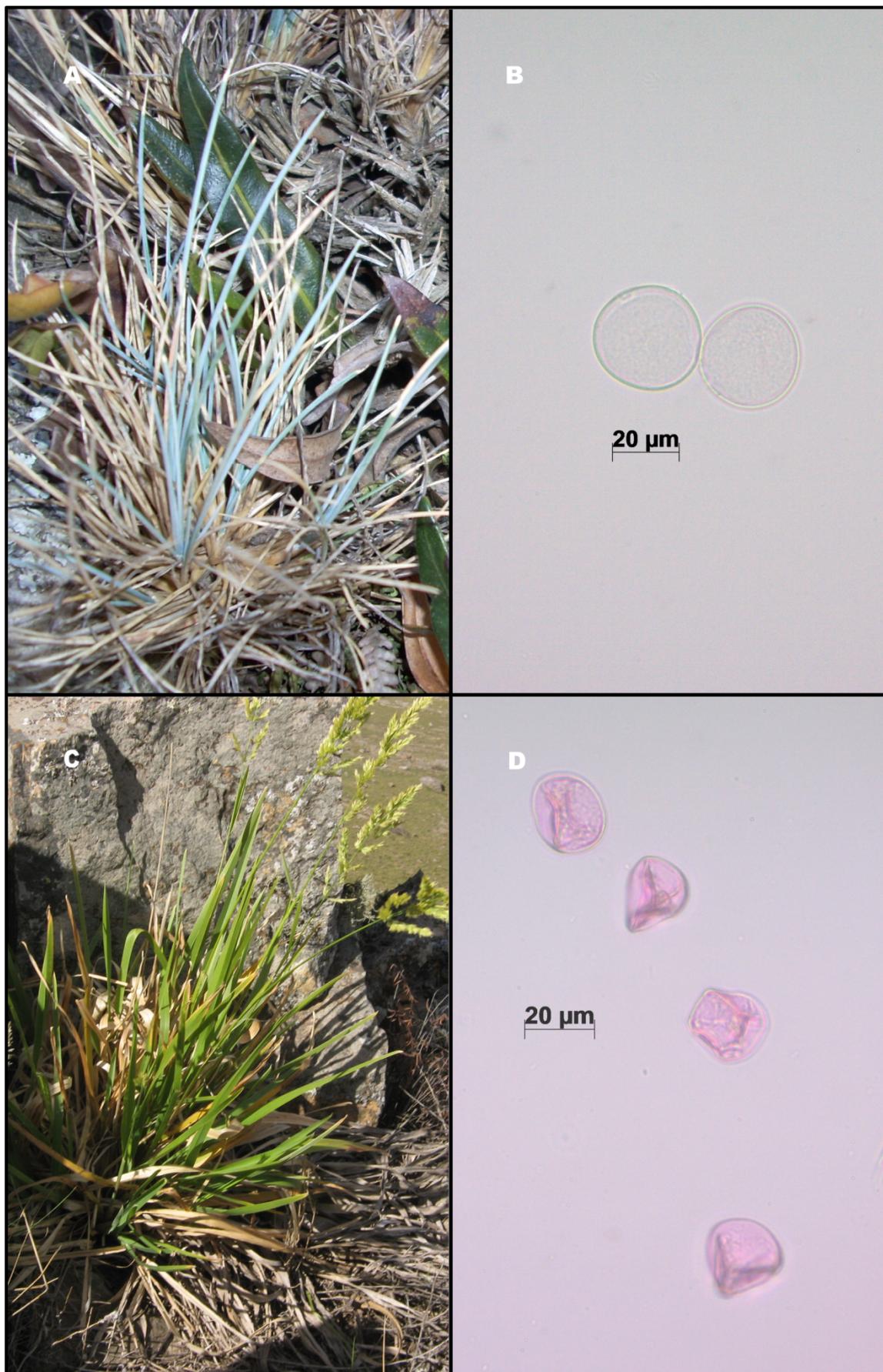


Lámina 2: A, B. *Festuca ventanicola*. A. Planta. B. Polen. C, D. *Poa iridifolia*. C. Planta. D. Polen.

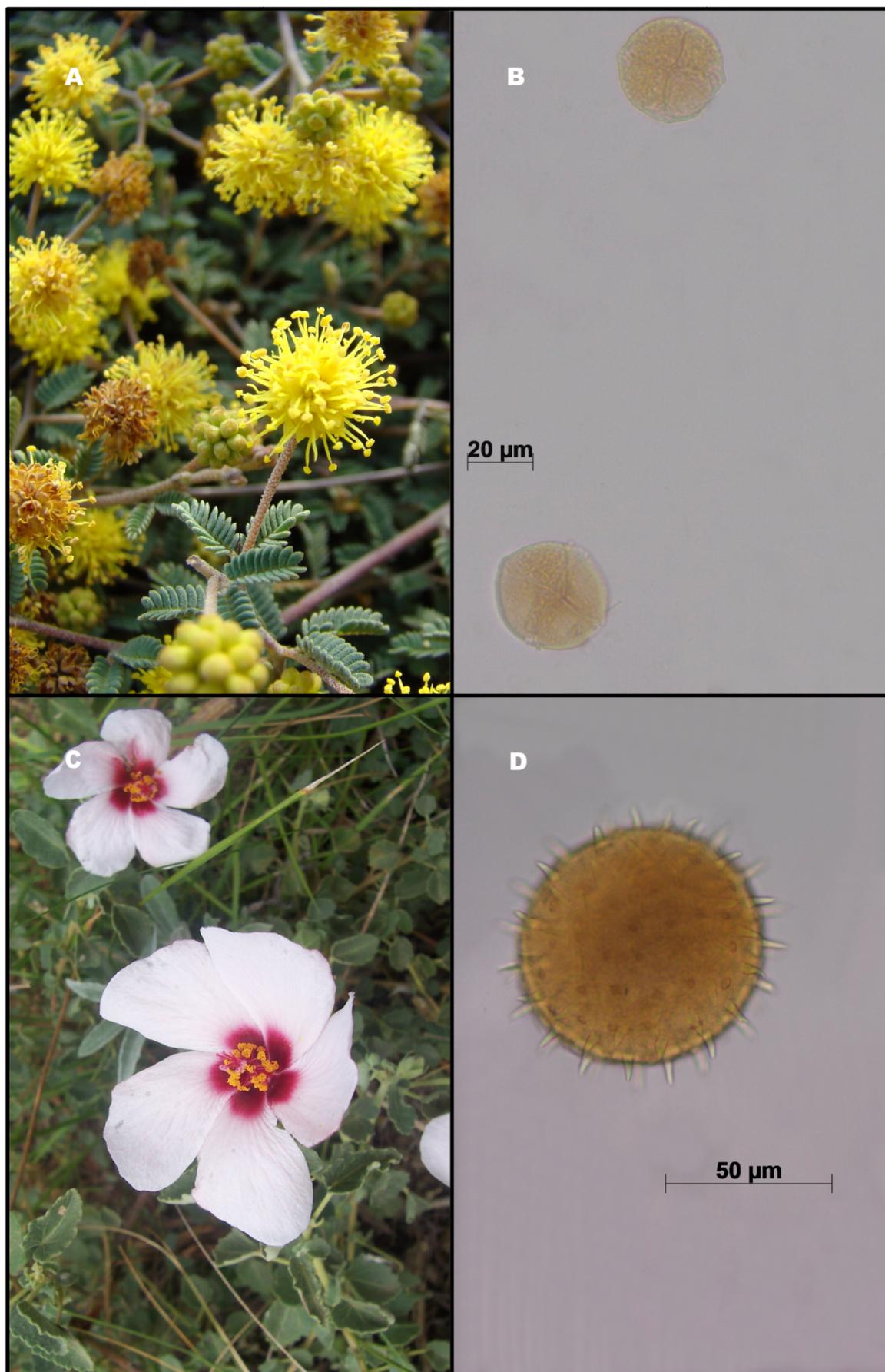


Lámina 3: A, B. *Mimosa rocae*. A. Planta. B. Polen. C, D. *Pavonia cymbalaria*. C. Planta. D. Polen.

***Pavonia cymbalaria* St. Hil. et Naud. (Malvaceae) (Lámina 3)**

En el área de estudio se encontró en los alrededores del sendero de ascenso al cerro Ventana en el sector comprendido entre las estaciones 1 y 5, y en el área de reserva entre la base del cerro y los 700 m s. m. Es una especie abundante y especialmente conspicua durante el período de floración.

Resultados***Luzula excelsa* Buchenau**

Se registró una producción polínica de 1726 tétrades de polen/antera y un valor de viabilidad del 79%.

***Bromus bonariensis* Parodi et Cámara**

Se registró una producción polínica de 13130 granos de polen/antera y un valor de viabilidad del 87%.

***Festuca ventanicola* Spegazzini**

Se registró una producción polínica de 9290 granos de polen/antera y un valor de viabilidad del 85%.

***Poa iridifolia* Hauman**

Se registró una producción polínica de 850 granos de polen/antera y un valor de viabilidad del 89%.

***Mimosa rocae* Lorentz et Niederlein**

Se registró una producción polínica de 70 tétrades de polen/antera y un valor de viabilidad del 90%.

***Pavonia cymbalaria* St. Hil. et Naud.**

Se registró una producción polínica de 36 granos de polen/antera y un valor de viabilidad del 79%.

Discusión

La mayor parte de los estudios sobre viabilidad y producción polínica se centran en especies (o categorías infraespecíficas) de interés económico tanto en Argentina como alrededor del mundo (Bolat et Pirlak, 1999; Chabaud et al., 2006; Ferri et al., 2008; Fonseca et Westgate, 2005; Oliveira Tomé et al., 2007; Ortega et al., 2011; Vaknin et al., 2003; Vara Prasad et al., 2006). En esta tesis se ha realizado un primer análisis de especies endémicas al área de estudio por lo que no se cuenta con datos anteriores con los cuales se puedan comparar los resultados.

Debido a que el Parque Provincial E. Tornquist representa un área natural de pastizal, tres de las seis especies estudiadas pertenecen a la familia Poaceae. Esta familia se caracteriza por el tipo de polinización anemófila, de hecho, es uno de los mejores ejemplos de este tipo de polinización (Simpson, 2006). Por esta razón la cantidad de polen producido por antera es notablemente más alta que en especies con polinización entomófila, como sucede en *Mimosa rocae* y *Pavonia cymbalaria*.

La elección de un método u otro para medir la viabilidad resulta ser muchas veces arbitraria. Como se comentó en la introducción de este capítulo, los resultados que se obtienen al realizar ensayos de germinación *in vitro* resultan ser mucho más

confiables para determinar la viabilidad del polen, pero insumen mucho más tiempo. Un aspecto a tener en cuenta en los ensayos de germinación es que para cada especie deben establecerse las características del medio de cultivo, temperatura y tiempo de incubación, etc. En esta tesis se optó por utilizar el método colorimétrico que utiliza como tinción el 2, 3, 5-cloruro de trifeniltetrazolio porque pone en evidencia la actividad metabólica y es de rápida resolución. Todos los ensayos realizados resultaron positivos.

Los valores de viabilidad registrados para las Poaceae seleccionadas son similares a los obtenidos para otras especies de la misma familia, incluso cuando el método utilizado fuera diferente (Coponio *et Pensiero*, 2002; Fonseca *et Westgate*, 2005; Lansac *et al.*, 1994; Ortega *et al.*, 2011; Sánchez *et Smeltzer*, 1965; Vara Prasad *et al.*, 2006; Vega, 1996). En trabajos realizados en *Setaria pflanzii* Pensiero (Coponio *et Pensiero*, 2002), se midió la viabilidad a través del método indirecto de coloración de sustancias de reserva (almidón) con Lugol (yodo-yoduro de potasio 2%) observándose 800 a 1300 granos de polen por planta en cuatro plantas. Los porcentajes de viabilidad variaron entre 95,09 y 97,56 %. Los porcentajes resultaron comparables con los de otras gramíneas panicoideas de reproducción sexual (Vega, 1996). En estudios realizados en *Festuca arundinacea* Schreb. (Wang *et al.*, 2004) se testearon distintos ensayos de viabilidad (TTC, azul de anilina, 2,5-bromuro de difenilmonotetrazolio, Lugol, fluoresceína diacetato y X-gal) y se demostró que ninguno de ellos podía distinguir polen viable y no viable.

En cuanto a la producción polínica, en las Poaceae estudiadas se vio que la cantidad de granos de polen por antera está directamente relacionada con el tamaño de las anteras. *Poa iridifolia* es la especie con las anteras más pequeñas mientras que *Bromus bonariensis* posee las anteras más grandes. El tamaño de los granos de polen es similar en las tres especies estudiadas (aprox. 40 μm de diámetro).

En *Pavonia cymbalaria* la cantidad de granos de polen por antera fue notablemente baja ya que las anteras son pequeñas y los granos de polen son muy grandes. El resultado del ensayo de viabilidad fue positivo pero la coloración obtenida

fue más clara que en las otras especies. Algo similar a lo ocurrido en *P. cymbalaria* se registró en *Mimosa rocae* que posee tétrades como unidad de dispersión. No se han hallado referencias bibliográficas de viabilidad y producción polínica para *P. cymbalaria*, *M. rocae*, *Luzula hieronymi* ni otras especies de los mismos géneros.

Los valores de viabilidad registrados con el método elegido fueron altos para todas las especies estudiadas. Este dato resulta significativo para evaluar el éxito reproductivo y tiene implicancias positivas a la hora de diseñar planes de manejo teniendo en cuenta que se trata de especies endémicas. Sin embargo, deben tenerse en cuenta otros aspectos que exceden los objetivos de esta tesis y varían según la especie, entre los que se encuentran:

- las mediciones de viabilidad de polen varían según el método elegido
- el período durante el cual los granos de polen permanecen viables varía según la especie
- no se tienen datos sobre valores de viabilidad femenina ni producción de semillas para las especies estudiadas

CONCLUSIONES GENERALES

El estudio aerobiológico realizado en el Parque Provincial Ernesto Tornquist ha permitido obtener las siguientes conclusiones generales:

1. Los espectros polínicos registrados son un reflejo de las comunidades vegetales de las cuales proceden.
2. Las condiciones de sequía prolongadas y marcadas se reflejan en una menor cantidad de polen en el aire. Esto se ve ejemplificado por los bajos valores de polen registrados con los dos métodos de muestreo utilizados en el período junio 2007- mayo 2008 .
3. En los espectros polínicos registrados con diferentes muestreadores se observan discrepancias que pueden atribuirse a la diferencia en la eficacia de muestreo.

4. En ambientes naturales similares al que fuera objeto de este estudio, el muestreador gravimétrico del tipo Tauber ofrece resultados más completos y menos dependientes de las condiciones instantáneas que el muestreador volumétrico del tipo Rotorod.
5. En los muestreador gravimétricos ubicados a nivel del suelo se observan valores más altos de los tipos polínicos herbáceos que los observados en muestreadores ubicados sobre postes.
6. Los tipos polínicos arbóreos registrados corresponden a especies exóticas entre las que se destacan las correspondientes al género *Pinus*, uno de los principales casos de invasión biológica en el área de estudio.
7. Si bien varían según el método utilizado, los valores de viabilidad polínica de las especies estudiadas resultaron notablemente altos en todos los casos, dato que resulta importante para tareas conservacionistas de planificación y manejo por tratarse de especies endémicas.
8. Entre las especies estudiadas, la producción polínica de aquellas con polinización anemófila resultó ser mayor, corroborando estudios similares en otras especies.
9. Entre las especies de Poaceae estudiadas los valores de producción polínica resultaron directamente proporcionales al tamaño de las anteras.

Apéndice I: Listado de especies vegetales citadas para el Parque Provincial Ernesto Tornquist⁴

⁴ Zuloaga *et al.*, 1994
Zuloaga *et Morrone*, 1996, 1999

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Acanthaceae	<i>Stenandrium dulce</i> (Cav.) Nees	Nativa	Hierba	PNA
Aceraceae	<i>Acer negundo</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Alliaceae	<i>Ipheion uniflorum</i> (Lindl.) Raf.	Nativa	Hierba	PNA
Alliaceae	<i>Nothoscordum bonariense</i> (Pers.) Beauverd	Nativa	Hierba	PNA
Alliaceae	<i>Nothoscordum gracile</i> (Dryand. ex Aiton) Stearn	Nativa	Hierba	PNA
Alliaceae	<i>Nothoscordum nudicaule</i> (Lehm.) Guagl.	Nativa	Hierba	PNA
Amaranthaceae	<i>Gomphrena perennis</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Amaranthaceae	<i>Gomphrena pulchella</i> Mart.	Endémica	Hierba	PNA
Amaranthaceae	<i>Pfaffia gnaphalioides</i> (L. f.) Mart.	Nativa	Hierba	PNA
Amaryllidaceae	<i>Habranthus gracilifolius</i> Herb.	Endémica	Hierba	PNA
Amaryllidaceae	<i>Habranthus tubispathus</i> (L'Hér.) Traub	Nativa	Hierba	PNA
Amaryllidaceae	<i>Rhodophiala berteriana</i> (Phil.) Traub	Endémica	Hierba	PNA
Amaryllidaceae	<i>Zephyranthes filifolia</i> Herb. ex Kraenzl.	Endémica	Hierba	PNA
Anacardiaceae	<i>Schinus fasciculatus</i> (Griseb.) I. M. Johnst.	Endémica	Arbusto	PA
Apiaceae	<i>Ammi majus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Bowlesia incana</i> Ruiz & Pav.	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Conium maculatum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Cyclospermum leptophyllum</i> (Pers.) Sprague	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Daucus pusillus</i> Michx.	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Eryngium ebracteatum</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA

PA: polen arbóreo

PNA: polen no arbóreo

NC: no corresponde

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Apiaceae	<i>Eryngium horridum</i> Malme	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Eryngium nudicaule</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Eryngium paniculatum</i> Cav. & Dombey ex F. Delaroché	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Eryngium serra</i> Cham. & Schtdl.	Endémica	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Eryngium stenophyllum</i> Urb.	Endémica	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Foeniculum vulgare</i> Mill.	Introducida	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Hydrotyle bonariensis</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Hydrocotyle modesta</i> Cham. & Schtdl.	Endémica	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Lilaeopsis attenuata</i> (Hook. & Arn.) Fernald	Endémica	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Lilaeopsis brasiliensis</i> (Glaz.) Affolter	Nativa	Hierba	PNA
Apiaceae	<i>Mulinum spinosum</i> (Cav.) Pers.	Endémica	Arbusto	PNA
Apiaceae	<i>Torilis nodosa</i> (L.) Gaertn.	Introducida	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Asclepias mellodora</i> A. St.-Hil.	Nativa	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Macrosiphonia petraea</i> (A. St.-Hil.) K. Schum.	Nativa	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Morrenia brachystephana</i> Griseb.	Nativa	Enredadera	PNA
Apocynaceae	<i>Morrenia odorata</i> (Hook. & Arn.) Lindl.	Nativa	Enredadera	PNA
Apocynaceae	<i>Oxypetalum crispum</i> Wight ex Hook. & Arn.	Nativa	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Oxypetalum schultzei</i> Malme	Endémica	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Oxypetalum solanoides</i> Hook. & Arn.	Nativa	Hierba	PNA
Apocynaceae	<i>Philibertia candolleana</i> (Hook. & Arn.) Goyder	Endémica	Subarbusto	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Apocynaceae	<i>Vinca major</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Araceae	<i>Arum italicum</i> Miller	Adventicia	Hierba	PNA
Araliaceae	<i>Hedera helix</i> L.	Introducida	Enredadera	PNA
Aspleniaceae	<i>Asplenium dareoides</i> Desv.	Endémica	Hierba	NC
Aspleniaceae	<i>Asplenium gilliesii</i> Hook.	Endémica	Hierba	NC
Aspleniaceae	<i>Asplenium monanthes</i> L.	Nativa	Hierba	NC
Asteraceae	<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Acmella decumbens</i> (Sm.) R. K. Jansen	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Anthemis cotula</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Artemisia verlotorum</i> Lamotte	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis artemisioides</i> Hook. & Arn.	Endémica	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis articulata</i> (Lam.) Pers.	Nativa	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis crispa</i> Spreng.	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis gilliesii</i> A. Gray	Endémica	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis rufescens</i> Spreng.	Endémica	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis spicata</i> (Lam.) Baill.	Nativa	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis stenophylla</i> Ariza	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis trimera</i> (Less.) DC.	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Baccharis ulicina</i> Hook. & Arn.	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Carduus acanthoides</i> L.	Introducida	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Asteraceae	<i>Carduus pycnocephalus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Carduus thoermeri</i> Weinm.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Centaurea calcitrapa</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Centaurea melitensis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Centaurea solstitialis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chaptalia exscapa</i> (Pers.) Baker	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chaptalia integerrima</i> (Vell.) Burkart	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chaptalia piloselloides</i> (Vahl.) Baker	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chaptalia sinuata</i> (Less.) Baker	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chevreulia sarmentosa</i> (Pers.) S. F. Blake	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Chondrilla juncea</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Cichorium intybus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Conyza blakei</i> (Cabrera) Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Conyza monorchis</i> (Griseb.) Cabrera	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Conyza primulifolia</i> (Lam.) Cuatrec. & Lourteig	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Crepis setosa</i> Hallier f.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Crepis vesicaria</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Cynara cardunculus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Eupatorium buniifolium</i> Hook. & Arn.	Nativa	Arbusto	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Asteraceae	<i>Eupatorium bupleurifolium</i> DC.	Nativa	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Eupatorium macrocephalum</i> Less.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Eupatorium subhastatum</i> Hook. & Arn.	Endémica	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Eupatorium tanacetifolium</i> Gillies ex Hook. & Arn.	Endémica	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Facelis retusa</i> (Lam.) Sch.-Bip.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gaillardia megapotamica</i> (Spreng.) Baker	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gamochaeta argentina</i> Cabrera	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gamochaeta filaginea</i> (DC.) Cabrera	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gamochaeta stachydifolia</i> (Lam.) Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gnaphalium cheiranthifolium</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Gnaphalium gaudichaudianum</i> DC.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Grindelia buphthalmoides</i> DC.	Endémica	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Grindelia ventanensis</i> A. Bartoli & Tortosa	Endémica	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Gutierrezia gilliesii</i> Griseb.	Endémica	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Hedypnois cretica</i> (L.) Dum. Cours.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Helenium radiatum</i> (Less.) Seckt	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hieracium chacoense</i> (Zahn) Sleumer	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hieracium palezieuxii</i> Zahn	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Holocheilus brasiliensis</i> (L.) Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hyalis argentea</i> D. Don ex Hook. & Arn.	Nativa	Subarbusto	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Asteraceae	<i>Hypochaeris chondrilloides</i> (A. Gray) Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hypochaeris pampasica</i> Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hypochaeris pinnatifida</i> (Speg.) C.F. Azevêdo-Gonçalves & Matzenb.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hypochaeris radicata</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hypochaeris variegata</i> (Lam.) Baker	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Hysterionica pinifolia</i> (Poir.) Baker	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Lactuca serriola</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Lucilia acutifolia</i> (Poir.) Cass.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Matricaria recutita</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Microgyne trifurcata</i> Less.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Noticastrum diffusum</i> (Pers.) Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Noticastrum marginatum</i> (Kunth) Cuatrec.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Podocoma hieraciifolia</i> (Poir.) Cass.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio arechavaletae</i> Baker	Endémica	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio bonariensis</i> Hook. & Arn.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio ceratophylloides</i> Griseb.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio madagascariensis</i> Poir.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio pampeanus</i> Cabrera	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio pulcher</i> Hook. & Arn.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Senecio ventanensis</i> Cabrera	Endémica	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Asteraceae	<i>Silybum marianum</i> (L.) Gaertn.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Solidago chilensis</i> Meyen	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Sommerfeltia spinulosa</i> (Spreng.) Less.	Nativa	Arbusto	PNA
Asteraceae	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Sonchus oleraceus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Stevia satureiifolia</i> (Lam.) Sch. Bip.	Nativa	Subarbusto	PNA
Asteraceae	<i>Symphotrichum squamatum</i> (Spreng.) G.L. Nesom	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Tagetes minuta</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Taraxacum officinale</i> G. Weber ex F.H. Wigg.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Thelesperma megapotamicum</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Tragopogon dubius</i> Scop.	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Xanthium cavanillesii</i> Schouw	Introducida	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Xanthium spinosum</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Asteraceae	<i>Zexmenia buphtalmiflora</i> (Lorentz) Ariza	Nativa	Hierba	PNA
Berberidaceae	<i>Berberis ruscifolia</i> Lam.	Nativa	Arbusto	PA
Blechnaceae	<i>Blechnum australe</i> L.	Nativa	Hierba	NC
Blechnaceae	<i>Blechnum cordatum</i> (Desv.) Hieron.	Nativa	Subarbusto	NC
Blechnaceae	<i>Blechnum laevigatum</i> Cav.	Nativa	Hierba	NC
Blechnaceae	<i>Blechnum penna-marina</i> (Poir.) Kuhn	Nativa	Hierba	NC
Boraginaceae	<i>Anchusa officinalis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Boraginaceae	<i>Echium plantagineum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Boraginaceae	<i>Heliotropium amplexicaule</i> Vahl	Nativa	Hierba	PNA
Boraginaceae	<i>Myosotis verna</i> Nutt.	Introducida	Hierba	PNA
Boraginaceae	<i>Phacelia artemisioides</i> Griseb.	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Alyssum alyssoides</i> (L.) L.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Brassica nigra</i> (L.) W. D. J. Koch	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Cardamine bonariensis</i> Pers.	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Descurainia appendiculata</i> (Griseb.) O.E. Schulz	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Diplotaxis tenuifolia</i> (L.) DC.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Hirschfeldia incana</i> (L.) Lagr.-Foss.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Lepidium aletes</i> J.F. Macbr.	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Lepidium bonariense</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Lepidium didymum</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Mostacillastrum ventanense</i> (Boelcke) Al-Shehbaz	Endémica	Arbusto	PNA
Brassicaceae	<i>Nasturtium officinale</i> R. Br.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Physaria mendocina</i> (Phil.) O'Kane & Al-Shehbaz	Endémica	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Raphanus sativus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Rorippa bonariensis</i> (Poir.) Macloskie	Nativa	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Sisymbrium altissimum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Brassicaceae	<i>Sisymbrium irio</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Sisymbrium officinale</i> (L.) Scop.	Introducida	Hierba	PNA
Brassicaceae	<i>Sisymbrium orientale</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Bromeliaceae	<i>Tillandsia bryoides</i> Griseb. ex Baker	Nativa	Hierba	PNA
Bromeliaceae	<i>Tillandsia capillaris</i> Ruiz & Pav.	Nativa	Hierba	PNA
Bromeliaceae	<i>Tillandsia gilliesii</i> Baker	Nativa	Hierba	PNA
Cactaceae	<i>Cereus aethiops</i> Haw.	Nativa	Arbusto	PNA
Cactaceae	<i>Gymnocalycium reductum</i> (Link) Pfeiff. & Otto	Endémica	Hierba suculenta	PNA
Cactaceae	<i>Opuntia penicilligera</i> Speg.	Endémica	Subarbusto suculento	PNA
Cactaceae	<i>Opuntia sulphurea</i> Gillies ex Salm-Dyck	Nativa	Subarbusto suculento	PNA
Cactaceae	<i>Opuntia ventanensis</i> A. Long	Endémica	Hierba suculenta	PNA
Cactaceae	<i>Parodia submammulosa</i> (Lem.) R. Kiesling	Nativa	Hierba suculenta	PNA
Cactaceae	<i>Wigginsia sessiliflora</i> (Hook.) D.M. Porter	Nativa	Hierba suculenta	PNA
Cactaceae	<i>Wigginsia tephraantha</i> (Link & Otto) D.M. Porter	Nativa	Hierba suculenta	PNA
Calceolariaceae	<i>Calceolaria parviflora</i> Benth.	Endémica	Hierba	PNA
Campanulaceae	<i>Wahlenbergia linarioides</i> (Lam.) A. DC.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Arenaria serpyllifolia</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Cardionema ramosissima</i> (Weinm.) A. Nelson & J.F. Macbr.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Cerastium arvense</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Cerastium commersonianum</i> DC.	Endémica	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Caryophyllaceae	<i>Cerastium glomeratum</i> Thuill.	Introducida	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Cerastium mollissimum</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Cerastium rivulariastrum</i> Möschl & Pedersen	Endémica	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Paronychia brasiliiana</i> DC.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Paronychia chilensis</i> DC.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Petrorhagia nanteuilii</i> (Burnat) Ball & Heywood	Introducida	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Scleranthus annuus</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Silene argentina</i> (Pax) Bocquet	Endémica	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Silene gallica</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Spergula grandis</i> Pers.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Spergula ramosa</i> (Cambess.) D. Dietr.	Nativa	Hierba	PNA
Caryophyllaceae	<i>Stellaria media</i> (L.) Cirillo	Introducida	Hierba	PNA
Cistaceae	<i>Crocantemum brasiliense</i> (Lam.) Spach	Nativa	Hierba	PNA
Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Convolvulaceae	<i>Calystegia sepium</i> (L.) R. Br.	Introducida	Enredadera	PNA
Convolvulaceae	<i>Convolvulus bonariensis</i> Cav.	Nativa	Enredadera	PNA
Convolvulaceae	<i>Convolvulus hermanniae</i> L'Hér.	Nativa	Enredadera	PNA
Convolvulaceae	<i>Convolvulus laciniatus</i> Desr.	Nativa	Hierba	PNA
Convolvulaceae	<i>Cressa truxillensis</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Convolvulaceae	<i>Dichondra sericea</i> Sw.	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Convolvulaceae	<i>Evolvulus sericeus</i> Sw.	Nativa	Hierba	PNA
Cucurbitaceae	<i>Apodanthera sagittifolia</i> (Griseb.) Mart. Crov.	Nativa	Enredadera	PNA
Cucurbitaceae	<i>Cucurbitella asperata</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Walp.	Nativa	Enredadera	PNA
Cupressaceae	<i>Cupressus macrocarpa</i> Hartw. ex Gordon	Introducida	Árbol	PA
Cupressaceae	<i>Cupressus sempervirens</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Cyperaceae	<i>Cyperus reflexus</i> Vahl.	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Bulbostylis capillaris</i> (L.) C. B. Clarke	Endémica	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Bulbostylis juncooides</i> (Vahl.) Kük. ex Herter	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Carex brongniartii</i> Kunth	Endémica	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Carex distenta</i> Kunze ex Kunth	Endémica	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Carex excelsa</i> Poepp. ex Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Carex sororia</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Cyperus eragrostis</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Eleocharis contracta</i> Maury	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Eleocharis maculosa</i> (Vahl) Roem. & Schult.	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Eleocharis radicans</i> (Poir.) Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Schoenoplectus californicus</i> (C.A. Mey.) Soják	Nativa	Hierba	PNA
Cyperaceae	<i>Uncinia phleoides</i> (Cav.) Pers.	Nativa	Hierba	PNA
Dipsacaceae	<i>Dipsacus fullonum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Dryopteridaceae	<i>Athyrium dombeyi</i> Desv.	Nativa	Hierba	NC

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Dryopteridaceae	<i>Cystopteris diaphana</i> (Bory) Blasdell	Nativa	Hierba	NC
Dryopteridaceae	<i>Polystichum montevidense</i> (Spreng.) Rosenst.	Nativa	Hierba	NC
Dryopteridaceae	<i>Polystichum plicatum</i> (Poepp. ex Kunze) Hicken	Nativa	Hierba	NC
Dryopteridaceae	<i>Rumohra adiantiformis</i> (G. Forst.) Ching	Nativa	Hierba	NC
Dryopteridaceae	<i>Woodsia montevidensis</i> (Spreng.) Hieron.	Nativa	Hierba	NC
Elatinaceae	<i>Elatine triandra</i> Schkuhr	Nativa	Hierba	PNA
Equisetaceae	<i>Equisetum giganteum</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Euphorbiaceae	<i>Croton parvifolius</i> Müll. Arg.	Nativa	Arbusto	PA
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia caespitosa</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia lathyris</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Euphorbiaceae	<i>Tragia geraniifolia</i> Klotzsch ex Baill.	Nativa	Hierba	PNA
Euphorbiaceae	<i>Tragia pinnata</i> (Poir.) A. Juss.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Acacia dealbata</i> Link	Introducida	Arbusto	PA
Fabaceae	<i>Acacia longifolia</i> (Andrews) Willd.	Introducida	Árbol	PA
Fabaceae	<i>Acacia mearnsii</i> De Willd.	Introducida	Árbol	PA
Fabaceae	<i>Acacia melanoxylon</i> R. Br.	Introducida	Árbol	PA
Fabaceae	<i>Adesmia bicolor</i> (Poir.) DC.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Adesmia incana</i> Vogel	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Adesmia pampeana</i> Speg.	Endémica	Subarbusto	PNA
Fabaceae	<i>Amorpha fruticosa</i> L.	Introducida	Arbusto	PA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Fabaceae	<i>Caesalpinia gilliesii</i> (Wall. ex Hook.) D. Dietr.	Nativa	Arbusto	PNA
Fabaceae	<i>Galactia marginalis</i> Benth.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Genista monspessulana</i> (L.) L.A.S. Johnson	Introducida	Arbusto	PA
Fabaceae	<i>Gleditsia triacanthos</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Fabaceae	<i>Lathyrus latifolius</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Lathyrus nervosus</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Lathyrus pubescens</i> Hook. & Arn.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Lathyrus subulatus</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Lathyrus tomentosus</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Lupinus aureonitens</i> Gillies	Endémica	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Medicago lupulina</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Medicago minima</i> (L.) Bartal.	Introducida	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Melilotus albus</i> Desr.	Introducida	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Mimosa rocae</i> Lorentz & Niederl.	Endémica	Subarbusto	PA
Fabaceae	<i>Prosopidastrum globosum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart	Nativa	Arbusto	PA
Fabaceae	<i>Rhynchosia diversifolia</i> Micheli	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Rhynchosia senna</i> Gillies ex Hook.	Nativa	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Fabaceae	<i>Spartium junceum</i> L.	Introducida	Arbusto	PA
Fabaceae	<i>Trifolium polymorphum</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Fabaceae	<i>Trifolium repens</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Fabaceae	<i>Ulex europaeus</i> L.	Introducida	Arbusto	PA
Fabaceae	<i>Vicia nana</i> Vogel	Nativa	Enredadera	PNA
Fabaceae	<i>Vicia setifolia</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Fagaceae	<i>Quercus robur</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Fumariaceae	<i>Fumaria agraria</i> Lag.	Introducida	Hierba	PNA
Gentianaceae	<i>Centaurium pulchellum</i> (Sw.) Druce	Introducida	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Zygostigma australe</i> (Cham. & Schltl.) Griseb.	Nativa	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Erodium cicutarium</i> (L.) L'Hér. ex Aiton	Introducida	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Erodium malacoides</i> (L.) L'Hér. ex Aiton	Introducida	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Geranium albicans</i> A. St.-Hil.	Nativa	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Geranium dissectum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Geraniaceae	<i>Geranium molle</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Grammitidaceae	<i>Melpomene peruviana</i> (Desv.) A.R. Sm. & R.C. Moran	Nativa	Hierba	NC
Hypericaceae	<i>Hypericum connatum</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Cypella herbertii</i> (Lindl.) Herb.	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Herbertia lahue</i> (Molina) Goldblatt	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Olsynium junceum</i> (E. Mey. ex C. Presl) Goldblatt	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Sisyrinchium avenaceum</i> Klatt	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Sisyrinchium chilense</i> Hook.	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Iridaceae	<i>Sisyrinchium minutiflorum</i> Klatt	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Sisyrinchium pachyrhizum</i> Baker	Nativa	Hierba	PNA
Iridaceae	<i>Sisyrinchium platense</i> I. M. Johnst.	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Juncus bufonius</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Juncus capillaceus</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Juncus micranthus</i> Schrad. ex E. Mey.	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Juncus microcephalus</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Juncus pallescens</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Juncaceae	<i>Luzula excelsa</i> Buchenau	Nativa	Hierba	PNA
Lamiaceae	<i>Hedeoma multiflora</i> Benth.	Nativa	Hierba	PNA
Lamiaceae	<i>Lamium amplexicaule</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Lamiaceae	<i>Lepechinia floribunda</i> (Benth.) Epling	Nativa	Subarbusto	PNA
Lamiaceae	<i>Marrubium vulgare</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Lamiaceae	<i>Mentha pulegium</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Lamiaceae	<i>Salvia verbenaca</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Linaceae	<i>Cliococca selaginoides</i> (Lam.) C.M. Rogers & Mildner	Nativa	Hierba	PNA
Loasaceae	<i>Blumenbachia insignis</i> Schrad.	Nativa	Hierba	PNA
Lomariopsidaceae	<i>Elaphoglossum gayanum</i> (Fée) T. Moore	Nativa	Hierba	NC
Lycopodiaceae	<i>Huperzia saururus</i> (Lam.) Trevis.	Nativa	Hierba	NC
Lycopodiaceae	<i>Lycopodium magellanicum</i> (P. Beauv.) Sw.	Nativa	Hierba	NC

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Lythraceae	<i>Cuphea glutinosa</i> Cham. & Schldl.	Nativa	Hierba	PNA
Lythraceae	<i>Lythrum hyssopifolia</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Abutilon pauciflorum</i> A. St.-Hil.	Nativa	Arbusto	PA
Malvaceae	<i>Abutilon terminale</i> (Cav.) A. St.-Hil.	Nativa	Subarbusto	PNA
Malvaceae	<i>Krapovickasia flavescens</i> (Cav.) Fryxell	Nativa	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Modiola caroliniana</i> (L.) G. Don	Nativa	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Pavonia cymbalaria</i> A. St.-Hil. & Naudin	Nativa	Subarbusto	PNA
Malvaceae	<i>Pavonia glechomoides</i> A. St.-Hil.	Nativa	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Rhynchosida physocalyx</i> (A. Gray) Fryxell	Nativa	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Malvaceae	<i>Sphaeralcea australis</i> Speg.	Nativa	Hierba	PNA
Myrtaceae	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh.	Introducida	Árbol	PA
Myrtaceae	<i>Eucalyptus viminalis</i> Labill.	Introducida	Árbol	PA
Oleaceae	<i>Ligustrum lucidum</i> W.T. Aiton	Introducida	Árbol	PA
Onagraceae	<i>Ludwigia longifolia</i> (DC.) H. Hara	Nativa	Hierba	PNA
Onagraceae	<i>Ludwigia peploides</i> (Kunth) P.H. Raven	Nativa	Hierba	PNA
Onagraceae	<i>Oenothera bahia-blancae</i> W. Dietr.	Nativa	Hierba	PNA
Onagraceae	<i>Oenothera odorata</i> Jacq.	Nativa	Hierba	PNA
Onagraceae	<i>Oenothera parodiana</i> Munz	Nativa	Hierba	PNA
Ophioglossaceae	<i>Botrychium australe</i> R. Br.	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Orchidaceae	<i>Brachystele dilatata</i> (Lindl.) Schltr.	Nativa	Hierba	PNA
Orchidaceae	<i>Gavilea odoratissima</i> Poepp.	Nativa	Hierba	PNA
Orchidaceae	<i>Geoblasta pennicillata</i> (Rchb. f.) Hoehne ex M.N. Correa	Endémica	Hierba	PNA
Orobanchaceae	<i>Agalinis communis</i> (Cham. & Schltdl.) D'Arcy	Nativa	Subarbusto parásito	PNA
Orobanchaceae	<i>Agalinis genistifolia</i> (Cham. & Schltdl.) D'Arcy	Nativa	Subarbusto parásito	PNA
Orobanchaceae	<i>Buchnera longifolia</i> Kunth	Nativa	Hierba parásita	PNA
Orobanchaceae	<i>Orobanche chilensis</i> (Phil.) Beck	Nativa	Hierba parásita	PNA
Oxalidaceae	<i>Oxalis articulata</i> Savigny	Nativa	Hierba	PNA
Oxalidaceae	<i>Oxalis conorrhiza</i> Jacq.	Nativa	Hierba	PNA
Oxalidaceae	<i>Oxalis perdicaria</i> (Molina) Bertero	Nativa	Hierba	PNA
Oxalidaceae	<i>Oxalis refracta</i> A. St.-Hil.	Nativa	Hierba	PNA
Passifloraceae	<i>Passiflora caerulea</i> L.	Nativa	Liana	PNA
Pinaceae	<i>Cedrus deodara</i> (Lamb.) G. Don.	Introducida	Árbol	PA
Pinaceae	<i>Pinus halepensis</i> Mill.	Introducida	Árbol	PA
Pinaceae	<i>Pinus pinea</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Pinaceae	<i>Pinus radiata</i> D. Don	Introducida	Árbol	PA
Plantaginaceae	<i>Linaria canadensis</i> (L.) Dum. Cours.	Introducida	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Mecardonia procumbens</i> (Mill.) Small	Nativa	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago australis</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago berroi</i> Pilg.	Endémica	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Plantaginaceae	<i>Plantago bismarckii</i> Niederl.	Endémica	Arbusto	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago lanceolata</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago major</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago patagonica</i> Jacq.	Nativa	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago tomentosa</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Plantago ventanensis</i> Pilg.	Endémica	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Veronica anagallis-aquatica</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Veronica arvensis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Plantaginaceae	<i>Veronica peregrina</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Aira caryophyllea</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Aira elegantissima</i> Schur	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Amelichloa ambigua</i> (Speg.) Arriaga & Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Amelichloa caudata</i> (Trin.) Arriaga & Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Andropogon ternatus</i> (Spreng.) Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Aristida murina</i> Cav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Aristida pallens</i> Cav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Aristida spegazzinii</i> Arechav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Arrhenatherum elatius</i> (L.) P. Beauv. ex J. Presl. & C. Presl.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Avena barbata</i> Pott ex Link	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Avena sativa</i> L.	Introducida	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Poaceae	<i>Bothriochloa barbinodis</i> (Lag.) Herter	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bothriochloa laguroides</i> (DC.) Herter	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bothriochloa saccharoides</i> (Sw.) Rydb.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bouteloua megapotamica</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Briza maxima</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Briza minor</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bromus auleticus</i> Trin. ex Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bromus bonariensis</i> Parodi & J.A. Cámara	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bromus catharticus</i> Vahl	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Bromus hordeaceus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Calotheca brizoides</i> (Lam.) Desv.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Catapodium rigidum</i> (L.) Dony	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Cenchrus incertus</i> M.A. Curtis	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Chascolytrum subaristatum</i> (Lam.) Desv.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Cortaderia selloana</i> (Schult. & Schult. f.) Asch. & Graebn.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Cynosurus echinatus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Dactylis glomerata</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Danthonia cirrata</i> Hack. & Arechav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Deyeuxia viridiflavescens</i> (Poir.) Kunth	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Poaceae	<i>Digitaria californica</i> (Benth.) Henrard	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Eleusine tristachya</i> (Lam.) Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Elionurus muticus</i> (Spreng.) Kuntze	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Eragrostis airoides</i> Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Eragrostis curvula</i> (Schrad.) Nees	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Eragrostis lugens</i> Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Eragrostis polytricha</i> Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Festuca pampeana</i> Speg.	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Festuca ventanicola</i> Speg.	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Hordeum euclaston</i> Steud.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Hordeum murinum</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Hordeum stenostachys</i> Godr.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Jarava juncooides</i> (Speg.) Peñailillo	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Jarava plumosa</i> (Spreng.) S.W.L. Jacobs & J. Everett	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Koeleria permollis</i> Nees ex Steud.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Koeleria ventanicola</i> Molina	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Melica argyrea</i> Hack.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Melica decipiens</i> Caro	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Poaceae	<i>Melica macra</i> Nees	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Melica rigida</i> Cav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella cordobensis</i> (Speg.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella curamalalensis</i> (Speg.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella filiculmis</i> (Delile) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella longiglumis</i> (Phil.) Barkworth	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella megapotamica</i> (Spreng. ex Trin.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella melanosperma</i> (J. Presl) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella neesiana</i> (Trin. & Rupr.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella pampeana</i> (Speg.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella poeppigiana</i> (Trin. & Rupr.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella tenuis</i> (Phil.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella tenuissima</i> (Trin.) Barkworth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Nassella trichotoma</i> (Nees) Hack. ex Arechav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Panicum bergii</i> Arechav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Pappophorum vaginatum</i> Buckley	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Paspalum dilatatum</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Paspalum distichum</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Paspalum plicatulum</i> Michx.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Paspalum quadrifarium</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Poaceae	<i>Phalaris angusta</i> Nees ex Trin.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Phalaris platensis</i> Henrard ex Heukels	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Phragmites australis</i> (Cav.) Trin. ex Steud.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium brachyspermum</i> (Speg.) Parodi	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium calvescens</i> Parodi	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium hackelii</i> (Arechav.) Parodi	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium lasianthum</i> Griseb.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium lejopodum</i> (Speg.) Henrard	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium medium</i> (Speg.) Torres	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium montevidense</i> (Spreng.) Parodi	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium napostaense</i> (Speg.) Hack.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Piptochaetium stipoides</i> (Trin. & Rupr.) Hack. ex Arechav.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa annua</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa bonariensis</i> (Lam.) Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa iridifolia</i> Hauman	Endémica	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa lanuginosa</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa ligularis</i> Nees ex Steud.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poa resinulosa</i> Nees ex Steud.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Poidium uniolae</i> (Nees) Matthei	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Polypogon elongatus</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Poaceae	<i>Polypogon imberbis</i> (Phil.) Johow	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Polypogon monspeliensis</i> (L.) Desf.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Schedonorus arundinaceus</i> (Schreb.) Dumort.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Schizachyrium spicatum</i> (Spreng.) Herter	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Setaria parviflora</i> (Poir.) Kerguélen	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Setaria viridis</i> (L.) P. Beauv.	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Sorghastrum pellitum</i> (Hack.) Parodi	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i> (L.) R. Br.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Sporobolus rigens</i> (Trin.) E. Desv.	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Vulpia australis</i> (Nees ex Steud.) C.H. Blom	Nativa	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Vulpia bromoides</i> (L.) Gray	Introducida	Hierba	PNA
Poaceae	<i>Vulpia myuros</i> (L.) C.C. Gmel.	Nativa	Hierba	PNA
Polygalaceae	<i>Polygala aspalatha</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Polygalaceae	<i>Polygala linooides</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA
Polygalaceae	<i>Polygala ventanensis</i> Grondona	Endémica	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Polygonum acuminatum</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Polygonum aviculare</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Polygonum convolvulus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Polygonum lapathifolium</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Polygonum punctatum</i> Elliott	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Polygonaceae	<i>Rumex crispus</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Polygonaceae	<i>Rumex pulcher</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Polypodiaceae	<i>Pleopeltis pinnatifida</i> Gillies ex Hook. & Grev.	Nativa	Hierba	NC
Polypodiaceae	<i>Serpocaulon gilliesii</i> (C. Chr.) A.R. Sm.	Nativa	Hierba	NC
Portulacaceae	<i>Calandrinia ciliata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Nativa	Hierba	PNA
Portulacaceae	<i>Calandrinia monandra</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Nativa	Hierba	PNA
Portulacaceae	<i>Portulaca grandiflora</i> Hook.	Nativa	Hierba	PNA
Primulaceae	<i>Anagallis arvensis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Primulaceae	<i>Pelletiera verna</i> A. St.-Hil.	Nativa	Hierba	PNA
Pteridaceae	<i>Adiantum chilense</i> Kaulf.	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Adiantum raddianum</i> C. Presl	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Adiantum thalictroides</i> Willd. ex Schldl.	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Cheilanthes buchtienii</i> (Rosenst.) R.M. Tryon	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Cheilanthes hieronymi</i> Herter	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Cheilanthes myriophylla</i> Desv.	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Cheilanthes squamosa</i> Gillies ex Hook. & Grev.	Nativa	Hierba	NC
Pteridaceae	<i>Pellaea ternifolia</i> (Cav.) Link	Nativa	Hierba	NC
Rafflesiaceae	<i>Pilostyles berteroi</i> Guill.	Nativa	Parásita	PNA
Ranunculaceae	<i>Anemone decapetala</i> Ard.	Nativa	Hierba	PNA
Ranunculaceae	<i>Clematis montevidensis</i> Spreng.	Nativa	Liana	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Ranunculaceae	<i>Ranunculus bonariensis</i> Poir.	Nativa	Hierba	PNA
Ranunculaceae	<i>Ranunculus flagelliformis</i> Sm.	Nativa	Hierba	PNA
Rhamnaceae	<i>Discaria americana</i> Gillies & Hook.	Nativa	Arbusto	PA
Rosaceae	<i>Acaena myriophylla</i> Lindl.	Nativa	Hierba	PNA
Rosaceae	<i>Acaena ovalifolia</i> Ruiz & Pav.	Nativa	Hierba	PNA
Rosaceae	<i>Aphanes parodii</i> (I.M. Johnst.) Rothm.	Nativa	Hierba	PNA
Rosaceae	<i>Crataegus monogyna</i> Jacq.	Introducida	Árbol	PA
Rosaceae	<i>Malus domestica</i> Borkh.	Introducida	Arbusto	PA
Rosaceae	<i>Margyricarpus pinnatus</i> (Lam.) Kuntze	Nativa	Arbusto	PA
Rosaceae	<i>Prunus mahaleb</i> L.	Introducida	Arbusto	PA
Rosaceae	<i>Rubus divaricatus</i> P. J. Müll.	Introducida	Arbusto	PA
Rosaceae	<i>Rubus ulmifolius</i> Schott	Introducida	Arbusto	PA
Rubiaceae	<i>Galium aparine</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Rubiaceae	<i>Galium bigeminum</i> Griseb.	Nativa	Hierba	PNA
Rubiaceae	<i>Galium richardianum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Endl. ex Walp.	Nativa	Hierba	PNA
Rubiaceae	<i>Sherardia arvensis</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Salicaceae	<i>Populus alba</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Salicaceae	<i>Salix fragilis</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Santalaceae	<i>Arjona tuberosa</i> Cav.	Nativa	Hierba	PNA
Schizaeaceae	<i>Anemia tomentosa</i> (Savigny) Sw.	Nativa	Hierba	NC

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Scrophulariaceae	<i>Verbascum virgatum</i> Stokes	Introducida	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Nierembergia tandilensis</i> (Kuntze) Cabrera	Endémica	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Petunia axillaris</i> (Lam.) Britton, Stern & Poggenb.	Nativa	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Physalis viscosa</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Salpichroa origanifolia</i> (Lam.) Baill.	Nativa	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Solanum chenopodioides</i> Lam.	Nativa	Arbusto	PNA
Solanaceae	<i>Solanum deterrimum</i> C.V. Morton	Endémica	Subarbusto	PNA
Solanaceae	<i>Solanum sisymbriifolium</i> Lam.	Nativa	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Solanum triflorum</i> Nutt.	Nativa	Hierba	PNA
Solanaceae	<i>Solanum tweedianum</i> Hook.	Nativa	Hierba	PNA
Thelypteridaceae	<i>Thelypteris argentina</i> (Hieron.) Abbiatti	Nativa	Hierba	NC
Turneraceae	<i>Turnera sidoides</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Typhaceae	<i>Typha dominguensis</i> Pers.	Nativa	Hierba	PNA
Ulmaceae	<i>Ulmus pumila</i> L.	Introducida	Árbol	PA
Urticaceae	<i>Parietaria debilis</i> G. Forst.	Nativa	Hierba	PNA
Urticaceae	<i>Urtica urens</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Valerianaceae	<i>Valeriana polystachya</i> Sm.	Nativa	Hierba	PNA
Verbenaceae	<i>Aloysia gratissima</i> (Gillies & Hook. ex Hook.) Tronc.	Nativa	Arbusto	PA
Verbenaceae	<i>Glandularia peruviana</i> (L.) Small	Nativa	Hierba	PNA
Verbenaceae	<i>Glandularia platensis</i> (Spreng.) Schnack & Covas	Nativa	Hierba	PNA

Continúa en página siguiente

Familia	Especie	Categoría	Hábito	Tipo polínico
Verbenaceae	<i>Glandularia pulchella</i> (Sweet) Tronc.	Nativa	Hierba	PNA
Verbenaceae	<i>Verbena bonariensis</i> L.	Nativa	Hierba	PNA
Verbenaceae	<i>Verbena intermedia</i> Gillies & Hook. ex Hook.	Nativa	Hierba	PNA
Verbenaceae	<i>Verbena litoralis</i> Kunth	Nativa	Hierba	PNA
Violaceae	<i>Hybanthus parviflorus</i> (Mutis ex L. f.) Baill.	Nativa	Hierba	PNA
Violaceae	<i>Viola arvensis</i> Murray	Introducida	Hierba	PNA
Violaceae	<i>Viola odorata</i> L.	Introducida	Hierba	PNA
Zygophyllaceae	<i>Tribulus terrestris</i> L.	Introducida	Hierba	PNA

Apéndice II: Período de floración de las especies presentes en los sitios de muestreo

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Abutilon terminale</i> (Cav.) St. Hil.												
<i>Acacia dealbata</i> Link.												
<i>Acaena ovalifolia</i> Ruiz & Pav.												
<i>Adesmia</i> spp.												
<i>Agalinis genistifolia</i> (Cham. & Schldl.) D'Arcy												
<i>Aloysia gratissima</i> (Gillies & Hook. Ex Hook.) Tronc												
Amaryllidaceae												
<i>Anagallis arvensis</i> L.												
<i>Anemone decapetala</i> Ard.												
<i>Arjona tuberosa</i> Cav.												
<i>Asclepias mellodora</i> A. St.- Hil.												
Asteraceae												
<i>Baccharis</i> sp.												
<i>Blechnum</i> spp.												

 2006
  2007
  2008
  2009
 Continúa en página siguiente

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Blumembachia insignis</i> Schrad.												
<i>Bothrychium</i> sp.												
Brassicaceae												
<i>Briza</i> sp.												
<i>Bromus bonariensis</i> Parodi & J. A. Cámara												
<i>Buchnera longifolia</i> Kunth												
<i>Calceolaria parviflora</i> Wedd.												
<i>Cardionema ramosissima</i> (Weinm.) A. Nelson & J.F. Macbr.												
Caryophyllaceae												
<i>Cedrus deodara</i> (Lamb.) G. Don.												
<i>Centaurea</i> spp.												
<i>Cerastium</i> spp.												
<i>Chaptalia</i> spp.												
<i>Conium maculatum</i> L.												

 2006
 2007
 2008
 Continúa en página siguiente
 2009

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Convolvulus</i> spp.		2006										
<i>Ctenopteris peruviana</i> (Desv.) J. Sm.		2006	2006									
<i>Cuphea glutinosa</i> Cham. & Schitdl.		2006	2006	2006								
<i>Cypella herbertii</i> (Lindl.) Herb.	2006	2006										
Cyperaceae											2009	
<i>Diplotaxis tenuifolia</i> (L.) DC			2006								2009	
<i>Discaria americana</i> Gillies & Hook.										2006	2009	2009
<i>Echium plantagineum</i> L.	2006	2006	2006	2006								
<i>Elaphoglossum gayanum</i> (Fée) T. Moore			2006						2006			
<i>Erodium</i> spp.									2006	2009		
<i>Eryngium</i> spp.	2006	2006										
<i>Eucalyptus</i> spp.		2006										
<i>Eupatorium macrocephalum</i> Less.			2006	2006								
<i>Eupatorium subhastatum</i> Hook & Arn.		2006	2006	2006								

2009
Continúa en página siguiente

2008

2007

2006

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Eupatorium tanacetifolium</i> Gillies ex Hook. & Arn.	2006, 2007, 2008, 2009		2006, 2007, 2008, 2009								2009	2009
<i>Euphorbia caespitosa</i> Lam.	2006, 2007, 2008, 2009									2009		
<i>Euphorbia caespitosa</i> Lam.									2007, 2008, 2009			2009
<i>Festuca ventanicola</i> Speg.											2007, 2008, 2009	
<i>Geoblasta pennicillata</i> (Rchb. F.) Hoehne ex M. N. Correa										2007, 2008, 2009	2009	
<i>Geranium</i> spp.										2007, 2008, 2009	2009	
<i>Glandularia peruviana</i> (L.) Small		2006, 2007, 2008, 2009								2009	2009	2009
<i>Gomphrena</i> spp.											2009	2009
<i>Grindelia buphthalmoides</i> DC											2007, 2008, 2009	
<i>Grindelia ventanensis</i> A. Bartoli & Tortosa											2009	2009
<i>Gutierrezia mandonii</i> (Sch. Bip.) Solbrig	2006, 2007, 2008, 2009		2006, 2007, 2008, 2009									
<i>Gymnocalycium platense</i> (Speg.) Britton											2009	2009
<i>Habranthus tubispathus</i> (L'Hér.) Traub.		2006, 2007, 2008, 2009									2009	2009
<i>Habranthus versicolor</i> Herb.		2006, 2007, 2008, 2009									2009	2009



Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Halinum brasiliense</i> (Lam.) Grosser											■	■
<i>Holocheilus brasiliense</i> (L.) Cabrera											■	■
<i>Hybanthus parviflorus</i> (Mutis ex L. F.) Baill.	■			■							■	■
<i>Hypericum connatum</i> Lam.	■	■									■	■
<i>Hypochoeris rosengurtii</i> Cabrera		■									■	■
<i>Hysterionica pinifolia</i> (Poir) Baker				■								
<i>Ipheion uniflorum</i> (Lindl.) Raf.								■	■	■		
<i>Koeleria ventanicola</i> Molina											■	■
<i>Lathyrus</i> spp.										■		
<i>Linum junceum</i> A. St.-Hil.		■										
<i>Luzula excelsa</i> Buchenau										■	■	■
<i>Macrosiphonia petrae</i> (A. St.-Hil.) K. Schum.											■	■
<i>Margyricarpus pinnatus</i> (Lam.) Kuntze										■	■	■
<i>Mimosa rocae</i> Lorentz & Nierderl						■		■	■	■	■	■

2006

2007

2008

2009

Continúa en página siguiente

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Nothoscordum</i> spp.	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009								2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009
<i>Oenothera</i> sp.	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009									
<i>Olsynium junceum</i> (E. Mey. ex J. Presl.) Goldblatt										2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	
<i>Oxalis</i> spp.	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009						2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	
<i>Panicum</i> sp.		2006, 2007, 2008, 2009										
Papilionoideae	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009								2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009
<i>Pavonia cymbalaria</i> A. St.-Hil. & Naudin	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009								
<i>Petrorrhagia nanteuilii</i> (Burnat) Ball & Heywood	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009								
<i>Petunia axillaris</i> (Lam.) Britton, Stern & Poggenb.	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009								2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009
<i>Pinus</i> spp.									2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009		
<i>Piptochaetium</i> spp.											2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009
<i>Plantago bismarckii</i> Niederl.									2006, 2007, 2008, 2009			
<i>Plantago</i> spp.										2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009
<i>Poa iridifolia</i> Hauman											2006, 2007, 2008, 2009	2006, 2007, 2008, 2009

2006
 2007
 2008
 2009
 Continúa en página siguiente

Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Polygala</i> spp.												
Polygonaceae												
<i>Prunus mahaleb</i> L.												
<i>Rhynchosia senna</i> Gillies ex Hook												
<i>Rubus ulmifolius</i> Schott.												
<i>Rumohra adiantiformis</i> (G. Forst) Ching												
<i>Salpichroa organifolia</i> (Lam.) Baill.												
<i>Senecio bonariensis</i> Hook & Arn.												
<i>Senecio madagascariensis</i> Poir.												
<i>Senecio pulcher</i> Hook & Arn.												
<i>Senecio ventanensis</i> Cabrera												
<i>Silene argentina</i> (Pax) Bocquet												
<i>Sisyrinchium</i> sp.												
<i>Solanum</i> sp.												



Taxa	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC
<i>Solidago chilensis</i> Meyen												
<i>Sommerfeltia spinulosa</i> (Spreng.) Less.												
<i>Spergularia ramosa</i> (Cambess.) D. Dietr.												
<i>Stevia satuireifolia</i> (Lam.) Sch. Bip.												
<i>Stipa</i> spp.												
<i>Tragia pinnata</i> (Poir.) A.												
<i>Valeriana polystachia</i> Sm.												
<i>Verbascum virgatum</i> Stokes ex With.												
<i>Verbena bonariensis</i> L.												
<i>Veronica anagallis-aquatica</i> L.												
<i>Viola tricolor</i> L.												
<i>Wahlenbergia linarioides</i> (Lam.) A. DC.												



Apéndice III: Soluciones reactivas para pruebas de actividad enzimática en granos de polen

Nitroazul de tetrazolio (Hauser et Morrison, 1964).

Medio: 17 ml 0,06 M de buffer fosfato de Sorensen (pH 7,4); 17 ml 0,2 M de succinato de sodio (0,066 M en el medio total); 17 ml nitroazul de tetrazolio (NBT; 1 mg / ml); 12,65 mg de sodio amital (1 mM en el medio total).

2,3,5-cloruro de trifeniltetrazolio (Cook et Stanley, 1960) o 2,5-bromuro de difenilmonotetrazolio (Norton, 1966).

Se utilizan para testear la actividad de la enzima deshidrogenasa. Stanley y Linskens utilizan una solución de TTC 1% con un buffer de 0,15 M tris-HCl a pH 7,8. Esta solución se puede conservar durante 3 meses en un frasco oscuro a 5 ° C (Kearns et

Inouye, 1993).

Norton (1966) probó la eficacia de doce sales de tetrazolio para testear la actividad deshidrogenasa y según los resultados obtenidos el 2,5-bromuro de difenilmonotetrazolio (MTT) fue el mejor. La solución sugerida contiene MTT 1% en una solución de sacarosa 5% (Norton, 1966; Khatum *et* Flowers, 1995; Firmage *et* Dafni, 2001).

Reacción peroxidasa (King, 1960).

La reacción testea la oxidación de bencidina por la peroxidasa en presencia de peróxido de hidrógeno, pero la especificidad de la reacción es baja, y el polen de diferentes taxones reacciona de manera diferente, haciendo de esta una prueba pobre para la evaluación de viabilidad (Hauser *et* Morrison, 1964). Aunque esta reacción se ha utilizado ampliamente en pruebas anteriores para plantas de cultivo, hoy en día hay mejores pruebas disponibles (Hauser *et* Morrison, 1964; Heslop- Harrison *et al.*, 1984). Debe tenerse en cuenta que el sustrato es peligroso para la salud.

X-gal (Singh *et al.*, 1985; Trognitz, 1991).

Esta reacción testea la presencia de β -galactosidasa. La solución reactiva consiste en 1 mg X-gal (5-bromo-4-cloro-3-indoil- β -galactósido) disuelta en 50 μ l de N,N-dimetilformamida y 1 ml de buffer acetato (50 mmol, pH 4.8). Los granos de polen se consideran viables cuando se tiñen de azul (Rodríguez-Riano *et* Dafni, 2000).

Reacción Fluorocromática (FCR).

Testea la actividad de la esterasa e integridad de la membrana celular. Se disuelve diacetato de fluoresceína en acetona (2 mg/ml) y se utilizan 1026 mol/l en una solución de 0.8 mol/l de sacarosa (Heslop-Harrison *et* Heslop-Harrison, 1970; Khatum *et* Flowers, 1995). La observación del polen se realiza en un microscopio de fluorescencia.

Apéndice IV: Descripción de las especies estudiadas en los ensayos de viabilidad y germinación

Luzula excelsa Buchenau

Planta perenne, cespitosa de 20-30 cm de altura. Tallos erectos foliados. Hojas basales y caulinares con láminas lineales, planas, de 15-30 cm de longitud por 2-8 mm de ancho, ciliada en los bordes, al igual que la parte superior de las vainas. Inflorescencia en panoja nutante de espiguillas. Brácteas inferiores 3-4, foliáceas, de menor longitud que la inflorescencia. Espiguillas brevemente pediceladas, de 8-12 mm de longitud, con brácteas basales lanceoladas, agudas, largamente ciliadas. Brácteas florales y profilos hialinos, ciliados, más cortos que las flores. Flores de 2,5-3,5 mm de longitud. Tépalos lanceolados, externos un poco más largos que los internos. Estambres generalmente 4, a veces hasta 6, con filamentos de 0,6-0,9 mm y anteras de 0,8-1 mm. Cápsula trígono ovoidea, de 1,5-2 mm, más corta que el perigonio. Semillas apiculadas, de 1 mm de

largo. Habita en la República Argentina, en las Sierras de la provincia de San Luis y en el nordeste y sudoeste de la provincia de Buenos Aires (Cabrera, 1968).

***Bromus bonariensis* Parodi et Cámara**

Planta perenne, cespitosa, con innovaciones intravaginales algo encorvadas, de prefoliación plegada, cubiertas por las vainas blanquecinas y membranosas. Cañas floríferas de 40-70 cm de altura, 4-5- nodes; vainas glabras, cerradas en la parte inferior y abiertas y pubescentes en la superior; lígula obtusa; láminas estrechas, planas, más o menos plegadas, acuminadas, glabras, escabrosas, con algunos pelos aislados en la parte basal, de 6-20 cm de longitud y 1-2,5 mm de ancho; panoja erguida de 12-20 cm de longitud, con ramas divergentes, filiformes, escabrosas, tiesas o apenas flexibles, pauciespigadas, dispuestas de 2-4 en el nudillo inferior y en menor número en los medianos; espiguillas lanceoladas, glabras, 6-9-floras, de 20-40 mm de longitud con antecios fácilmente caedizos por desarticulación de la raquilla cuando secos; glumas glabras, escabrosas, estrechamente lanceoladas, acuminadas, la inferior 5-nervada de 10-11 mm de longitud, la superior 7-9-nervada de 14-15 mm de longitud; lemma estrechamente lanceolada, comprimida, glabra, escabrosa, de 16-18 mm de longitud, 9-nervada, con la carena escabrosa y el ápice bidentado, aristado entre los dientes; márgenes membranosos muy estrechos; arista de 3-5 mm, mayor en los antecios superiores; artejo de la raquilla de 3 mm de longitud; pálea estrechamente lanceolada, bífida, de 13-14 mm de longitud, con las carenas brevemente pestañosas; estambres con anteras de 3-7 mm de longitud; ovarios muy pubescente de 1 mm de longitud; cariopse lineal, de sección triangular, de 7-9 mm de longitud (Cabrera, 1970).

***Festuca ventanicola* Spegazzini**

Hierba perenne, cespitosa, con innovaciones intravaginales. Cañas erectas,

rígidas, binodes, de 18- 40 cm de altura. Hojas amontonadas en la base, glabras, lisas; lígulas biauriculadas, con aurículas redondeadas, denticuladas; láminas rígidas, conduplicadas, rectas o algo arqueadas, atenuadas y punzantes en el ápice, glabras, lisas, de 80-140 mm de longitud por 0,75-0,95 mm de diámetro. Panojas laxas, estrechas, de hasta 15 cm de largo, con raquis liso y ramificaciones escabrosas, filiformes. Espiguillas lanceoladas, amarillentas al secarse, 3-5-floras, de 12-15 mm de longitud (sin aristas). Glumas desiguales, lanceoladas, acuminadas y mucronadas en el ápice, glabras, la inferior uninervia, de 5-5,5 mm de largo; la superior 3-nervia, de 8-9 mm. Lemmas estrechamente lanceoladas, brevísimamente pubescentes en el dorso, de 9-10 mm de longitud, terminadas en una arista recta, fuerte, áspera, de 10-17 mm de longitud. Páleas lineales, bidentadas en el ápice, de la misma longitud que la lemma. Anteras de 2-3 mm de largo.

Especie endémica de las Sierras de Curamalal y Ventana, en el sur de la provincia de Buenos Aires. Vegeta entre las rocas (Cabrera, 1970).

Poa iridifolia Hauman

Planta dioica, perenne, cespitosa, robusta, de 45-100 cm de altura, con innovaciones intravaginales. Cañas comprimidas o subcilíndricas, 1-2-nodes, estriadas, glabras, de 45-65 cm de altura. Hojas coriáceas, ásperas en los márgenes y en el dorso de la nervadura media, ésta muy conspicua y saliente en el envés. Vainas foliares muy comprimidas, iridáceas, glabras, estriadas; lígula truncada, muy breve, de 1 mm de largo; láminas foliares planas, débilmente auriculadas en la base, de 50-500 mm de largo por 3-8 mm de ancho, terminando en ápice agudo-mucronado, no rígido. Panoja ovado-lanceolada, densa, de 3-6 cm de ancho por 10-20 cm de largo; raquis liso, ramas y pedicelos escabrosos. Espiguillas masculinas 2-5-floras, pubescentes, similares a las femeninas, de 3,5-6 mm de largo; glumas lanceolado-agudas, subiguales, quillas

ligeramente escabrosas en el dorso; la inferior 1-nervada, de 2,5-3,5 mm de largo, la superior 3-nervada, de 3-4 mm de largo; antecio inferior de 0,6-0,8 mm de ancho por 3-5 mm de largo; lemma membranácea, 5-nervada, nervaduras laterales poco manifiestas, carena y nervaduras marginales ciliadas y pubescentes entre las nervaduras; pálea un poco más corta, bicarenada, carenas levemente escabrosas; callus cubierto por escasos pelos lanosos. Estambres 3, anteras de 1,5-2 mm de largo. Espiguillas femeninas 3-5-floras, las glumas, glumelas y callus como en las masculinas. Cariopse obovado-elíptico, de 2-2,5 mm de largo (Cabrera, 1970).

Mimosa rocae Lorentz et Niederlein

Arbusto enano, postrado, ramoso, inerme, grisáceo, en todas sus partes densa y brevemente lepidoto; raíz leñosa, profunda, ramas acostadas de 25-70 cm de longitud. Hojas uniyugas, poco sensitivas, lepidotas, numerosas, pecíolo de 1-4 mm, pinnas de 0,3-1,5 cm de longitud; folíolos aproximados a imbricados, 6-12-yugos, elíptico-oblongos de 1-4 mm de longitud, concolores, con pelitos estrellados en ambas caras, pero más densos en la inferior; sólo el nervio medio visible. Capítulos globosos, 1-2 por axila, pedúnculos de 0,5-2 cm de longitud; flores amarillas, cáliz de 0,5 mm, corola 4-mera, lepidota, carnosa, de 2,5 mm de longitud, estambres 4, del todo libres, de doble longitud que la corola. Lomento lepidoto-tomentoso hasta plumoso, de 1-4-articulado, de 1-2 cm de longitud por 4,5 mm de ancho, artejos dehiscentes; semilla ovalada, comprimida de 4 mm de longitud Florece en octubre. Argentina; sierras de la Ventana, de Curamalal y de Tandil, en el sur de la provincia de Buenos Aires; rara en Uruguay. Habita en terrenos pedregosos, entre rocas y en la vegetación gramínea. Es la especie más austral del género (hasta 38°30' lat. Sur) (Cabrera, 1967).

***Pavonia cymbalaria* St. Hil. et Naud.**

Subarbusto procumbente, ramas de hasta 60 cm de largo, afelpado. Lámina aovada o subtriangular, base redondeada, suborbicular en la base de las rama, de 2,2 cm de largo por 1,5 cm de ancho, y hasta 4,2 cm de largo por 2,4 cm de ancho, cubierta de pelos cortos, menos densos en el haz; margen crenado- serrado. Flores solitarias; pedúnculo de 1-3 cm de largo. Bracteolas 5 a veces 6, ovales, algo más angostas en la base, de 5 mm de longitud. Lóbulos del cáliz 7-nervados. Pétalos rosados-liliáceos, con nervaduras y mancha basal rojizas, de 200 mm de largo por 15 mm de ancho. Tubo estaminal de 8 mm de largo. Carpelos de 4 mm de largo por 3 mm de ancho, levemente pubescentes, uniformemente reticulados, nervadura media y algunas nervaduras laterales prominentes. Semillas lisas con dos mechones de pelos. Especie orófila que crece en las serranías del sur de Uruguay y en las sierras de la Provincia de Buenos Aires (Ventana, Balcarce, Tandil y Olavarría) (Cabrera, 1967).

Bibliografía

- AGASHE S. N., E. CAULTON. 2009. Pollen and spores: applications with special emphasis on aerobiology and allergy. Science Publishers. United States of America.
- AIRA M. J., V. JATO, A. M. STCHIGEL, F. J. RODRÍGUEZ-RAJO, E. PIONTELLI. 2007. Aeromycological study in the Cathedral of Santiago de Compostela (Spain). *International Biodeterioration et Biodegradation* 60(4): 231-237.
- ANDERSEN S. TH. 1980. Influence of Climatic Variation on Pollen Season Severity in Wind-Pollinated Trees and Herbs. *Grana* 19(1): 47-52.
- APN (Administración de Parques Nacionales). 1998. *Las áreas naturales protegidas de la Argentina*. Administración de Parques Nacionales. Buenos Aires, Argentina.

- ARAMAYO E., A. VALLE, A. ANDRADA, S. LAMBERTO. 1992. Relevamiento aeropolínico de la ciudad de Bahía Blanca (Provincia de Buenos Aires, Argentina). Período X/87- IX/88. *Ameghiniana* 2: 15-18.
- BACHMANN J. 2008. Air pollution forecasts and results-oriented tracking. *Air Quality Atmosphere and Health* 1: 203-207.
- BARRETT S. C. H., D. E. GLOVER. 1985. On the Darwinian hypothesis of the adaptive significance of tristily. *Evolution* 39(4):766-774.
- BARROW J. R. 1983. Comparisons Among Pollen Viability Measurement Methods in Cotton. *Crop Science* 23: 734-736.
- BASSANI M., E. PACCINI, G. G. FRANCHI. 1994. Humidity stress in pollen of anemophilous and entomophilous species. *Grana* 33: 146-150.
- BATISTA W. B., R. J. C. LEÓN, S. B. PERELMAN. 1988. Las unidades vegetales de un pastizal natural de la región de Laprida, Prov. de Buenos Aires, Argentina. *Phytocoenologia* 16: 519-534.
- BELMONTE J., J. M. ROURE. 1985. Contenido polínico de la atmósfera de Cataluña. Resultados Año 1983. *Anales de la Asociación de Palinólogos de Lengua Española* 2: 319-328.
- BIANCHI M. M. 1992. Rasgos estructurales del espectro polínico atmosférico de Mar del Plata (Agosto 1987- Agosto 1989). *Ameghiniana* 2: 35-39.
- BIANCHI M. M. 1994. El muestreo aerobiológico en Mar del Plata. Aportes de una nueva metodología al análisis de polen. Su aplicación en el diagnóstico de la polinosis. Academia de Ciencias Exactas y Naturales Monografía N° 10. Ediciones Sigma S.R.L. Buenos Aires.

- BIANCHI M. M., C. M. ARIZMENDI, J. R. SÁNCHEZ. 1992. Detection of chaos: new approach to atmospheric pollen time series analysis. *International Journal of Biometeorology* 36: 172-175.
- BILENCA D., E. MIÑARRO. 2004. *Identificación de Áreas Valiosas de Pastizal (AVPs) en las Pampas y Campos de Argentina, Uruguay y sur de Brasil*. Fundación Vida Silvestre Argentina, Buenos Aires.
- BOLAT I., L. PIRLAK. 1999. An Investigation on Pollen Viability, Germination and Tube Growth in Some Stone Fruits *Tr. Journal of Agriculture and Forestry* 23: 383-388.
- BONNY A. P. 1976. Recruitment of pollen to the seston and sediment of some Lake District Lakes. *Journal of Ecology* 64: 859-887.
- BONNY A. R. 1978. The effect of pollen recruitment processes on pollen distribution over the sediment surface of a small lake in Cumbria. *Journal of Ecology* 66: 385-416.
- BONNY A. R., R. V. ALLEN. 1983. Comparison of pollen data from Tauber traps paired in the field with simple cylindrical collectors. *Grana* 22: 51-58.
- BORROMEI A., M. QUATTROCCHIO. 1990. Dispersión del polen actual en el área de Bahía Blanca (Provincia de Buenos Aires). *Anales de la Asociación de Palinólogos de Lengua Española* 5: 39-52.
- BURGE P. S. 2004. Sick building syndrome. *Occupational and Environmental Medicine* 61: 185-190.
- BURGOS J. 1968. El clima de la Provincia de Buenos Aires en relación con la vegetación natural y el suelo. En A. L. Cabrera, *Flora de la Provincia de Buenos Aires*, Colección Científica INTA 4 (1): 33-100.

- BURKART S. E., R. J. C. LEÓN, C. P. MOVIA. 1990. Inventario fitosociológico del pastizal de la Depresión del Salado (Prov. de Bs. As.) en un área representativa de sus principales ambientes. *Darwiniana* 30: 27-49.
- BURT P., J. RUTTER, F. RAMÍREZ. 1998. Airborne spores loads and mesoscale dispersal of the fungal pathogens causing Sigatoka diseases in banana and plantain. *Aerobiologia* 14: 209-214.
- CABRERA A. L. 1938. Revisión de las Anacardiáceas austroamericanas. *Revista del Museo de La Plata, La Plata. Botánica* 2: 3-64.
- CABRERA A. L. 1967. Flora de la Provincia de Buenos Aires (Argentina). Dicotiledóneas Dialipétalas (Piperáceas a Leguminosas). Colección Científica del INTA. Tomo IV. Parte III. Buenos Aires.
- CABRERA A. L. 1967. Flora de la Provincia de Buenos Aires (Argentina). Dicotiledóneas Dialipétalas (Oxalidáceas a Umbelíferas). Colección Científica del INTA. Tomo IV. Parte IV. Buenos Aires.
- CABRERA A. L. 1968. Flora de la Provincia de Buenos Aires (Argentina). Pteridófitas, Gimnospermas y Angiospermas monocotiledóneas (excepto Gramíneas). Parte I. Colección Científica del INTA. Tomo IV. Buenos Aires.
- CABRERA A. L. 1970. Flora de la Provincia de Buenos Aires (Argentina). Gramíneas. Colección Científica del INTA. Tomo IV. Parte II. Buenos Aires.
- CABRERA A. L. 1976. Regiones Fitogeográficas Argentinas. *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Ganadería*. Buenos Aires.
- CAMPO DE FERRERAS A. M., A. M. CAPELLI DE STEFFENS, P. G. DIEZ. 2004. El clima del suroeste bonaerense. Universidad Nacional del Sur. Departamento de Geografía y Turismo. Argentina.

- CAMPO A. M., GIL V., J. O. GENTILI, A. VOLONTÉ, V. DUVAL. 2011. Inventario de eventos climáticos- meteorológicos extremos. Suroeste bonaerense (1995-2010). *Párrafos geográficos* 10(1): 102-115.
- CAMPO A., RAMOS M. 2009. Análisis de las variaciones anuales de precipitación en el suroeste bonaerense, Argentina. Actas del 12 encuentro de geógrafos de América Latina. Montevideo, Uruguay. 12 p.
- CARIÑANOS P., C. GALÁN, P. ALCÁZAR, E. DOMÍNGUEZ. 1999. Diurnal variation of biological and non-biological particles in the atmosphere of Córdoba, Spain. *Aerobiologia* 16(3): 177-182.
- CASELDINE C. J., A. D. GORDON. 1978. Numerical analysis of surface pollen spectra from bankhead moss, fife. *New Phytologist* 80: 435-453.
- CHABAUD M., J. LICHTENZVEIG, S. ELLWOOD, T. PFAFF, E. JOURNET. 2006. Vernalization, crossings and testing for pollen viability. En: *The Medicago truncatula handbook*. Mathesius U., Journet E. P., Sumner L.W. (eds).
- CHUINE I. 2000. A unified model for budburst of trees. *Journal of Theoretical Biology* 207: 337-347.
- COMTOIS P., N. MARCOUX. 1999. An indoor air model. *Aerobiologia* 15(2): 115-120.
- COMTOIS P., R. S. SCHEMENAUER. 1991. Tree pollen viability in areas subject to high pollutant deposition. *Aerobiologia* 7: 144-151.
- COOK S. A., R. G. STANLEY. 1960. Tetrazolium chloride as an indicator of pine pollen germinability. *Silvae Genetica* 9 (5): 134-136.

- COOLEY J. D., W. C. WONG, C. A. JUMPER, D. C. STRAUS. 1998. Correlation between the prevalence of certain fungi and sick building syndrome. *Occupational and Environmental Medicine* 55: 579-584.
- COPONIO I., J. F. PENSIERO. 2002. Comportamiento citológico y reproductivo de *Setaria pflanzii* (Poaceae). *Darwiniana* 40(1-4): 17-23.
- COUR P. 1974. Nouvelles techniques de détection des flux et des retombées polliniques: étude de la sédimentation des pollens et des spores à la surface du sol. *Pollen et Spores* 16: 103-141.
- COZZANI N., S. M. ZALBA, E. MATTOS, R. SARRIA. 2008. Nidificación del Jilguero Austral (*Sicalis lebruni*) en Sierra de la Ventana, provincia de Buenos Aires. *Nuestras Aves* 53: 21-23.
- CRUZAN M. B. 1989. Pollen tube attrition in *Erythronium grandiflorum*. *American Journal of Botany* 76(4): 562-570.
- CUADRADO G. A. 1979. Calendario polínico preliminar para Corrientes (Argentina) y sus alrededores. *Facena* 3: 65-83.
- CULLEY T. M., S. G. WELLER, A. K. SAKAI. 2002. The evolution of wind pollination in angiosperms. *Ecology and Evolution* 17(8): 361-369.
- D'AMATO G., G. LICCARDI, M. RUSSO, M. D'AMATO. 2000. On the interrelationship between outdoor air pollution and respiratory Allergy. *Aerobiologia* 16(1): 1-6.
- DAWSON G. 1967. Salicaceae. En: Cabrera A. L. (ed.). *Flora de la Provincia de Buenos Aires* 3: 4-7. Colección Científica del INTA, Buenos Aires.

- DE LA SOTA E. R. 1967. Composición, origen y vinculaciones de la flora pteridológica de las Sierras de Buenos Aires (Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 11: 105-128.
- DI GIACOMO A. S. 2005. Áreas Importantes para la Conservación de las Aves en Argentina. Sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad. Temas de naturaleza y conservación. Aves Argentinas. *Asociación Ornitológica del Plata* 5: 1-514.
- DÍAZ DE LA GUARDIA C., F. ALBA, C. DE LINARES, D. NIETO-LUGILDE, J. LÓPEZ CABALLERO. 2006. Aerobiological and allergenic analysis of Cupressaceae pollen in Granada (Southern Spain). *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology* 16(1): 24-33.
- DÍAZ DE LA GUARDIA C., F. ALBA, F. GIRÓN, S. SABARIEGO. 1998. An aerobiological study of Urticaceae pollen in the city of Granada (S. Spain) correlation with meteorological parameters. *Grana* 37(5): 298-304.
- DÍAZ DE LA GUARDIA C., F. ALBA, M. del M. TRIGO, C. GALÁN, L. RUÍZ, S. SABARIEGO. 2003. Aerobiological analysis of *Olea europaea* L. pollen in different localities of Southern Spain. *Grana* 42(4): 234-243.
- DÍAZ DE LA GUARDIA C., G. BLANCA. 1994. Flora ornamental de Granada. Polen e incidencia en las alergias. Universidad de Granada. España.
- DÍAZ M. R., I. IGLESIAS, M. V. JATO. 1997. Airborne concentration of *Botrytis*, *Uncinula* and *Plasmopara* spores in Leiro-Ourense (NW Spain). *Aerobiologia* 13(1): 31-35.
- DOINY CABRÉ P. C., R. LEJARRAGA. 2007. Aves de Sierra de la Ventana. Edición de los autores, Bahía Blanca, Argentina.

- EMBERLIN J., J. NORRIS-HILL. 1991. Annual, daily and diurnal variation of Urticaceae pollen in North central London. *Aerobiologia* 7(2): 49-57.
- EMBERLIN J., J. MULLINS, J. CORDEN, W. MILLINGTON, M. BROOKE, M. SAVAGE, S. JONES. 1997. The trend to earlier birch pollen seasons in the U.K.: A biotic response to changes in weather conditions? *Grana* 36 (1): 29-33
- ERDTMAN G. 1943. *An Introduction to Pollen Analysis*. Chronica Botanica Company of Waltham. Massachuset
- ERDTMAN G. 1952. *Pollen morphology and Plant Taxonomy. Angiosperms (An Introduction to Palynology. I)*. Almquist et Wiksel. Estocolmo.
- ERDTMAN G. 1966. *Pollen morphology and Plant Taxonomy*. Hafner Publishing. New York.
- ERDTMAN G. 1969. *Handbook of palynology*. Munksgaard. Copenhagen.
- FAEGRI K. 1956. Recent trends in palinology. *The Botanical Review* 22: 639-644.
- FAEGRI K., J. IVERSEN. 1989. *Textbook of pollen analysis*. 4 th edition. John Wiley et Sons. Great Britain.
- FEDER W. A., R. SHRIER. 1990. Combination of U.V.-B and ozone reduces pollen tube growth more than either stress alone. *Environmental and Experimental Botany* 30(4):451-454.
- FERRER C., M. C. COSTA. 2000. Estudio aeropalinológico en la ciudad de Córdoba-Argentina. *Alergia e Inmunología Clínica* 14(4): 163-167.
- FERRI A., E. GIORDANI, G. PADULA, E. BELLINI. 2008. Viability and in vitro germinability of pollen grains of olive cultivars and advanced selections obtained in Italy. *Advances in Horticultural Science*. 22(2): 116-122

- FIORI S. M., A. L. SCOROLLI, S. M. ZALBA (eds.). 1997. Propuesta de Plan de Manejo para el Parque Provincial Ernesto Tornquist. Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional del Sur, Bahía Blanca.
- FIRMAGE D. H., DAFNI A. 2001. Field Tests for Pollen Viability; a Comparative Approach . Proceedings of the 8th Pollination Symposium, International Society for Horticultural Science. *Acta Horticulturae* 561: 87-94.
- FONSECA A. E., M. E. WESTGATE. 2005. Relationship between desiccation and viability of maize pollen. *Field Crops Research* 94: 114-125.
- FONT QUER P. 1993. Diccionario de Botánica. Ed. Labor. Barcelona.
- FONTANA S. L. 2003. Pollen deposition in Coastal dunes, south Buenos Aires Province, Argentina. *Review of Palaeobotany and Palynology* 126: 17-37.
- FONTANA S. L. 2004. Present and past costal dune environments of south Buenos Aires province, Argentina. Tesis doctoral. Uppsala University.
- FORNACIARI M., L. PIERONI, F. ORLANDI, B. ROMANO. 2002. A new approach to consider the pollen variable in forecasting yield models. *Economic Botany* 56(1): 66-72.
- FRANGI J. L., O. J. BOTTINO. 1995. Comunidades vegetales de la Sierra de la Ventana, Provincia de Buenos Aires. *Revista de la Facultad de Agronomía* (La Plata) 71(1):93-133.
- FRANGI J. L., N. E. SÁNCHEZ, M. G. RONCO, G. S. ROVETTA, R. VICARI. 1980. Dinámica de la biomasa y productividad primaria área neta de un pastizal de "flechillas" de Sierra de la Ventana (Buenos Aires, Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 19 (1-2): 203-228.

- FRENZ D. A., B. L. GUTHRIE. 2001. A rapid, reproducible method for coating Rotorod Sampler collector rods with silicone grease. *Annals of Allergy Asthma and Immunology* 87: 390-393.
- GALÁN C., J. EMBERLIN, E. DOMÍNGUEZ, R. BRYANT, F. VILLAMANDOS. 1995. A comparative analysis of daily variations in the Gramineae pollen counts at Córdoba, Spain and London, UK. *Grana* 34: 189-198.
- GALÁN C., M. C. FUILLERAT, P. COMTOIS, E. DOMÍNGUEZ. 1998. Bioclimatic factors affecting daily Cupressaceae flowering in Southwest Spain. *International Journal of Biometeorology* 41: 95-100.
- GALÁN C., H. GARCÍA MOZO, P. CARIÑANOS, P. ALCÁZAR, E. DOMÍNGUEZ. 2001. The role of temperature in the onset of *Olea europaea* L. pollen season in southwestern Spain. *International Journal of Biometeorology* 9: 184-188.
- GALÁN C., L. VÁZQUEZ, H. GARCÍA MOZO, E. DOMÍNGUEZ. 2004. Forecasting olive (*Olea europaea*) crop yield based on pollen emission. *Field Crops Research* 86(1): 43-51.
- GARCÍA DE ALBANO. 1993. Aeropalinología de Santiago del Estero. *Archivos Argentinos de Alergia e Inmunología Clínica* 24(2): 76-85.
- GASPARI F. J., J. E. BRUNO. 2003. Diagnóstico de degradación ambiental por erosión hídrica en la cuenca del arroyo Napostá Grande. *Ecología Austral* 13:109-120.
- GASSMANN M. I., C. F. PÉREZ. 2006. Trajectories associated to regional and extra-regional pollen transport in the southeast of Buenos Aires province, Mar del Plata (Argentina). *International Journal of Biometeorology* 50: 280-291.

- GASSMANN M. I., C. F. PÉREZ, J. M. GARDIOL. 2002. Sea-land breeze in a Coastal city and its effect on pollen transport. *International Journal of Biometeorology* 46:118-125
- GATTUSO S., M. GATTUSO, M. LUSARDI, J. McCARGO, A. SCANDIZZI, O. DI SAPIO, L. R. F. ARDUSSO, C. D. CRISCI. 2003. Polen aéreo, monitoreo diario volumétrico en la ciudad de Rosario. Parte I: árboles y arbustos. *Archivos de Alergia e Inmunología Clínica* 34(1): 22-27.
- GONZÁLEZ MINERO F. J., P. CANDAU, J. MORALES, C. TOMÁS. 1998. Forecasting olive crop production based on ten consecutive years of monitoring airborne pollen in Andalucía (Southern Spain). *Agriculture, Ecosystems and Environment* 69(3): 201-215.
- GORBUSHINA A. A., J. HEYRMAN, T. DORNIEDEN, M. GONZALEZ-DEL VALLE, W. E. KRUMBEIN, L. LAIZ, K. PETERSEN, C. SAIZ-JIMENEZ, J. SWINGS. 2004. Bacterial and fungal diversity and biodeterioration problems in mural painting environments of St. Martins church (Greene-Kreiensen, Germany). *International Biodeterioration et Biodegradation* 53(1): 13-24.
- GRANT SMITH E. 1990. Sampling and identifying allergenic pollens and molds. San Antonio, Texas. Blewstone Press.
- GREEN B. J., M. DETTMANN, E. YLI-PANULA, S. RUTHERFORD, R. SIMPSON. 2004. Atmospheric Poaceae pollen frequencies and associations with meteorological parameters in Brisbane, Australia: a 5-year record, 1994-1999. *International Journal of Biometeorology* 48:172-178.
- GREGORY P. H. 1951 Deposition of airborne *Lycopodium* spores on cylinders. *Annals of Applied Biology* 38: 357-376.

- GREGORY P. H. 1961. The microbiology of the atmosphere. Plant Science Monographs. Leonard Hill [Books] Limited. London.
- GREGORY P. H , O. J. STEDMAN 1953. Deposition of airborne *Lycopodium* spores on plane surfaces. *Annals of Applied Biology* 40: 651-674.
- GRINNELL S. W., W. A. PERKINS, L. M. VAUGHAN. 1961. Sampling Apparatus and Method. Patent no. 2,973,642. United States Patent Office, Washington.
- HAMILTON-KEMP T. R., J. H. LOUGHRIN, D. D. ARCHBOLD, R. A. ANDERSEN, D. F. HILDEBRAND. 1991. inhibition of pollen germination by volatile compounds including 2-hexenal and 3-hexenal. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 39: 952-956.
- HARRINGTON H. 1947. Explicación de las hojas 33m y 34m: Sierra de Curamalal y Ventana, Provincia de Buenos Aires. *Dirección de Minas y Geología de Buenos Aires Boletín* 61.
- HAUSER E. J. P., J. H. MORRISON. 1964. The cytochemical reduction of nitro blue tetrazolium as an index of pollen viability. *American Journal of Botany* 51(7): 748-752
- HESLOP-HARRISON J., Y. HESLOP-HARRISON. 1970. Evaluation of pollen viability by enzymatically induced fluorescence: intracellular hydrolysis of fluorescein diacetate. *Stain Technology* 45: 115-120.
- HESLOP-HARRISON J., Y. HESLOP-HARRISON, K. R. SHIVANNA. 1984. The evaluation of pollen quality and a further appraisal of the fluorochromatic (FCR) test procedure. *Theoretical and Applied Genetics* 67: 367-375.
- HESSE M., H. HALBRITTER, R. ZETTER, M. WEBER, R. BUCHNER, A. FROSCH-RADIVO, S. ULRICH. 2009. Pollen Terminology. An illustrated handbook. Springer-Verlag. Austria.

- HEUSER C. 1971. Pollen and Spores of Chile. The University of Arizona Press.
- HICKS S. 1985. Modern pollen deposition records from Kuusamo, Finland. I. Seasonal and annual variation. *Grana* 24: 167-184.
- HICKS S. 1986. Modern pollen deposition records from Kuusamo, Finland. II. The establishment of pollen: vegetation analogues. *Grana* 25: 183-204.
- HICKS S., V. HYVÄRINEN. 1986. Sampling modern pollen deposition by means of Tauber traps: some considerations. *Pollen et Spores* 28(2): 219-242.
- HIRST J. M. 1952. An automatic volumetric spore-trap. *Annals of Applied Biology* 39(2): 257-265.
- HIRST J. M. 1990. Philip Herries Gregory: 24 July 1907-February 1986. *Biographical Memoirs of Fellows of the Royal Society* 35: 152-177.
- HIRST J. M. 1992. Biography of an aerobiologist: P H. Gregory (1907- 1986). *Aerobiologia* 8(2): 209-218.
- HOANG C. P., K. A. KINNEY, R. L. CORSI, P. J. SZANISZLO. 2010. Resistance of green building materials to fungal growth. *International Biodeterioration et Biodegradation* 64(2): 104-113
- HYDE H. A. 1952. Studies in atmospheric pollen. V. A daily census of pollen at Cardiff for six years 1943-1948. *New Phytologist* 51: 281-293.
- IGLESIAS I., M. V. JATO, E. ÁLVAREZ, M. J. AIRA, A. SEGURA. 1993. Variaciones anuales y diarias de la concentración de polen de la atmósfera de la ciudad de Ourense. *Anales de la Asociación de Palinólogos de Lengua Española* 6: 103-112.
- INBIAR. Base de Datos sobre Invasiones Biológicas Argentinas. [citada en noviembre de 2010]. IABIN. Interamerican Biodiversity Information Network. Proyecto I3N.

Disponible en www.inbiar.org.ar.

- INTA. Mapa geoespacial de la Provincia de Buenos Aires. [citado en abril de 2014]. Disponible en <http://inta.gob.ar/documentos/mapa-geoespacial-buenos-aires>
- ISARD S. A., S. H. GAGE, P. COMTOIS, J. M. RUSSO. 2005. Principles of the Atmospheric Pathway for Invasive Species Applied to Soybean Rust. *BioScience* 55(10): 851-861.
- JAGER S., S. NILSSON, B. BERGGREN, A. PESSI, M. HELANDER, H. RAMFJORD. 1996. Trends of some airborne tree pollen in the Nordic countries and Austria. 1980- 1993. *Grana* 35(3): 171-178.
- JANSSEN C. R. 1981. Contemporary Pollen Assemblages from the Vosges (France). *Review of Palaeobotany and Palynology* 33: 183-313.
- JENOUVRIER S., M. E. VISSER. 2011. Climate change, phenological shifts, eco-evolutionary responses and population viability: toward a unifying predictive approach. *International Journal of Biometeorology* 55: 905-919.
- KATIAL R. K., Y. ZHANG, R. H. JONES, P. D. DYER. 1997. Atmospheric mold spore counts in relation to meteorological parameters. *International Journal of Biometeorology* 41:17-22.
- KEARNS C. A., D. W. INOUE. 1993. Techniques for Pollination Biologists. University Press of Colorado. Niwot, Colorado.
- KHATUM S., T. J. FLOWERS. 1995. The estimation of pollen viability in rice. *Journal of Experimental Botany* 46: 151-154.
- KING J. R. 1960. The peroxidase reaction as an indicator of pollen viability. *Stain Technology* 36: 225-227.

- KOFF T. 2001. Pollen influx into Tauber traps in Estonia in 1997- 1998. *Review of Paleobotany and Palynology* 117: 53-62.
- KOTTEK M., J. GRIESER, C. BECK, B. RUDOLF, F. RUBEL. 2006. World Map of the Köppen-Geiger climate classification updated. *Meteorologische Zeitschrift* 15(3): 259-263.
- KRISTENSEN M. J., J. L. FRANGI. 1995, Mesoclimas de pastizales de la Sierra de la Ventana. *Ecología Austral* 5: 55-64.
- KRISTENSEN M. J., J. L. FRANGI. 1996. Mesoclimas de Roquedales de la Sierra de la Ventana. *Ecología Austral* 6: 115-122.
- KRZYWINSKI K. 1977. The Tauber pollen trap, a discussion of its usefulness in pollen deposition studies. *Grana* 16: 147-148.
- LACEY J., M. E. LACEY, B. D. H. FITT. 1997. Philip Herries Gregory 1907-1986: pioneer aerobiologist, versatile mycologist. *Annual Review of Phytopathology* 35: 1-14.
- LACEY M. E., J. S. WEST. 2006. The air spora. A manual for catching and identifying airborne biological particles. Springer. Dordrecht, Netherlands.
- LADEAU S. L., J. S. CLARK. 2006. Pollen production by *Pinus taeda* growing in elevated atmospheric CO₂. *Functional Ecology* 20: 541–547.
- LANSAC A. R., C. Y. SULLIVAN, B. E. JOHNSON, K. W. LEE. 1994. Viability and germination of the pollen of sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench]. *Annals of Botany* 74: 27-33.
- LARSSON K. A., S. NILSSON. 1991. An attempt to predict the start peak and end of a pollen season. *Grana* 30(1): 281.

- LATORRE E. 1997. Comparison between phenological and aerobiological patterns of some arboreal species of Mar del Plata (Argentina). *Aerobiologia* 13: 49-59.
- LATORRE F. 1999. Differences between airborne pollen and flowering phenology of urban trees with reference to production, dispersal and interannual climate variability. *Aerobiologia* 15: 131-141.
- LATORRE F., M. M. BIANCHI. 1997. Relación entre aeropolen y vegetación arbórea en Mar del Plata (Argentina). *Revista de la Asociación de Palinólogos de Lengua Española* 8: 43-59.
- LATORRE F., M. CACCAVARI. 2006. Depositación polínica anual en el Parque Nacional Pre-Delta, Entre Ríos, Argentina. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 8(2): 195-200.
- LATORRE F., C. F. PÉREZ. 1997. One year of airborne pollen sampling in Mar del Plata (Argentina). *Grana* 36(1): 49-53
- LEBOWITZ M. D., M. K. O'ROURKE. 1991. The significance of air pollution in aerobiology. *Grana* 30(1): 31-43.
- LEDUC N., M. MONNIER, G. C. DOUGLAS. 1990. Germination of trinucleated pollen: formulation of a new medium for *Capsella bursa-pastoris*. *Sexual Plant Reproduction* 3: 228-235.
- LEÓN R. J. C., S. E. BURKART, C. P. MOVIA. 1979. La vegetación de la República Argentina. Relevamiento fitosociológico del pastizal del norte de la Depresión del Salado: Partidos de Magdalena y Brandsen, provincia de Buenos Aires. INTA. *Serie Fitogeográfica* 17: 11-93.

- LEVETIN E., C. A. ROGERS, S. A. HALL. 2000. Comparison of pollen sampling with a Burkard Spore Trap and a Tauber Trap in a warm temperate climate. *Grana* 39: 294- 302.
- LEWIS W. H. 1986. Airborne Pollen of the Neotropics. *Grana* 25(1): 75-83
- LIZZI J. M., M. F. GARBULSKY, R. A. GOLLUSCIO, A. V. DEREGIBUS. 2007. Mapeo indirecto de la vegetación de Sierra de la Ventana, provincia de Buenos Aires. *Ecología Austral* 17:217-230.
- LONG M. A., C. M. GRASSINI. 1997. Actualización del conocimiento florístico del Parque Provincial Ernesto Tornquist. Ministerio de Asuntos Agrarios Provincia de Buenos Aires y Universidad Nacional del Sur, Bahía Blanca.
- MADANES N., A. MILLONES. 2004. Estudio del polen aéreo y su relación con la vegetación en un agroecosistema. *Darwiniana* 42(1-4): 51-62.
- MAJAS F. D., M. NOETINGER, E. J. ROMERO. 1992. Airborne pollen and spores monitoring in Buenos Aires City: a preliminary report. Part 1. Trees and shrubs (AP). *Aerobiologia* 8: 285-296.
- MAJAS F. D., E. J. ROMERO. 1992. Aeropalynological research in the Northeast of Buenos Aires Province, Argentina. *Grana* 31(2): 143-156
- MANCINI M. V. 1993. Recent pollen spectra from forest and steppe of South Argentina: a comparison with vegetation and climate data. *Review of Palaeobotany and Palynology* 77: 129-142.
- MARKGRAF V. 1980. Pollen Dispersal in a Mountain Area. *Grana* 19(2): 127-146.
- MARKGRAF V., H. D'ANTONI. 1978. Pollen Flora of Argentina. The University of Arizona Press. United States of America.

- MARKGRAF V., H. L. D'ANTONI, T. AGER. 1981. Modern pollen dispersal in Argentina. *Palynology* 5: 43-63.
- MILANESI C., F. BALDI, R. VIGNANI, F. CIAMPOLINI, C. FALERI, M. CRESTI. 2006. Fungal deterioration of medieval wall fresco determined by analysing small fragments containing copper. *International Biodeterioration et Biodegradation* 57(1): 7-13.
- MOORE P. D., J. A. WEBB, M. E. COLLINSON. 1991. Pollen analysis. Blackwell Scientific Publications. London.
- MULCAHY D. L., G. B. MULCAHY. 1988. The effect of supplemented media in vitro on bi- and trinucleate pollen. *Plant Science* 55: 213-216.
- MURRAY M. G. 2007. Aerobiología. Un estudio del polen aerotransportado en Bahía Blanca y su región. Tesis doctoral. Universidad Nacional del Sur.
- MURRAY M. G., C. GALÁN, C. B. VILLAMIL. 2010. Airborne pollen in Bahía Blanca, Argentina: seasonal distribution of pollen types. *Aerobiologia* 26: 195-207.
- MURRAY M. G., R. L. SCOFFIELD, C. GALAN, C. B. VILLAMIL. 2007. Airborne pollen sampling in a Wildlife Reserve in the south of Buenos Aires province, Argentina. *Aerobiologia* 23(2): 107-117.
- MURRAY M. G., C. GALAN, C. B. VILLAMIL. 2008. Aeropalynological research in Salitral de la Vidriera, Buenos Aires province, Argentina. *Aerobiologia* 24(4): 181-190.
- NAAB O. A. 2004. Estudio aeropalínológico del Parque Nacional Lihuel Calel (parte 1 y 2). Tesis doctoral. Universidad Nacional de Buenos Aires.
- NITIU D. S. 2006. Aeropalynologic analysis of La Plata City (Argentina) during a 3-year period. *Aerobiologia* 22: 79-87.

- NITIU D. S., E. J. Romero. 2002. Caracterización aeropalínológica de la atmósfera de la ciudad de La Plata. Vinculación con alergias respiratorias. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 37(1-2): 79-85.
- NOETINGER M., E. J. ROMERO. 1997. Monitoreo diario y volumétrico de polen atmosférico en la ciudad de Buenos Aires. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 32(3-4): 185-194.
- NOLL K. E. 1970. A rotary inertial impactor for sampling giant particles in the atmosphere. *Atmospheric Environment* 4: 9-19.
- NORTON J. D. 1966. Testing of plum pollen viability with tetrazolium salts. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 89: 132-134.
- ODGAARD B. V. 1999. Fossil pollen as a record of past biodiversity. *Journal of Biogeography* 26: 7-17.
- OLIVEIRA TOMÉ L. G., L. CHAMMA DAVIDE, C. A. PEREIRA PINTO, A. ALONSO ALVES, C. SALGADO CAIO. 2007. Pollen viability and meiotic analysis of *Solanum commersonii commersonii* Dun., *Solanum commersonii malmeanum* Bitt. and *Solanum tuberosum* L. *Crop Breeding and Applied Biotechnology* 7: 387-393.
- ONI O. 1990. Between-tree and floral variations in pollen viability and pollen tube growth in obeche (*Triplochiton scleroxylon*). *Forest Ecology and Management* 37(4): 259-265.
- ORNDUFF R. 1975. Pollen flow in *Lythrum junceum*, a tristylous species. *New Phytologist* 75(1): 161-166.
- ORNDUFF R. 1980. Heterostyly, population composition. and pollen flow in *Hedyotis caerulea*. *American Journal of Botany* 67(1): 95-103.

- ORTEGA R., M. ARESTI, I. PEREIRA. 2011. Implementation and evaluation of an image analysis system for determining viability of pollen grains in temperate rice. *Chilean Journal of Agricultural Research* 71(1): 16-22.
- ORTEGA-CALVO J. J., M. HERNANDEZ-MARINE, C. SAIZ-JIMENEZ. 1991. Biodeterioration of building materials by cyanobacteria and algae. *International Biodeterioration* 28(1-4): 165-185.
- PÁEZ M. M., F. SCHÄBITZ, S. STUTZ. 2001. Modern pollen-vegetation and isopoll maps in southern Argentina. *Journal of Biogeography* 28: 997-1021
- PÁEZ M. M., C. VILLAGRÁN, S. STUTZ, F. HINOJOSA, R. VILLA. 1997. Vegetation and pollen dispersal in the subtropical-temperate climatic transition of Chile and Argentina. *Review of Palaeobotany and Palynology* 96: 169-181.
- PATHIRANE L. 1975. Aerobiological literature in scientific periodicals. *Grana* 15: 145-147.
- PAUL R. M., L. C. FERNÁNDEZ, L. H. HUK. 2000. Análisis de la lluvia polínica de la ciudad de Posadas, Misiones, Argentina, Revista de Ciencia y Tecnología, Facultad de Ciencias Exactas, Químicas y Naturales- UNaM 3: 36-46.
- PÉREZ C. H. F., GRASSINI C. M. 1997. Peces, Anfibios y Reptiles del Parque Provincial E. Tornquist y del Sistema de Ventania: Estudios preliminares en números de especies y problemas de conservación. Primeras Jornadas de Investigación y Extensión UNS - Parque Provincial E. Tornquist. 7 y 8 de octubre de 1997. Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional del Sur. Tornquist, Buenos Aires.

- PÉREZ C. F., J. M. GARDIOL, M. M. PÁEZ. 2001. Comparison of intradiurnal variation of airborne pollen in Mar del Plata (Argentina). Part I, Non-arboreal pollen. *Aerobiologia* 17: 151-163.
- PÉREZ C. F., F. LATORRE, S. STUTZ, S. PASTORINO. 2009. A two-year report of pollen influx into Tauber traps in Mar Chiquita coastal lagoon, Buenos Aires, Argentina. *Aerobiologia* 25: 167-181.
- PÉREZ C. F., M. M. PAEZ. 1998. Seasonal airborne pollen pattern in Mar del Plata City, Argentina. *Aerobiologia* 14: 383-389.
- PETERNEL R., L. SRNEC, J. CULIG, K. ZANINOVIC, B. MITIC, I. VUKUĐIC. 2004. Atmospheric pollen season in Zagreb (Croatia) and its relationship with temperature and precipitation. *International Journal of Biometeorology* 48: 186-191.
- PIRE S. M., L. M. ANZÓTEGUI, G. A. CUADRADO. 1998. Flora polínica del Nordeste Argentino, Vol. 1. EUDENE-UNNE. Corrientes, Argentina.
- PIRE S. M., L. M. ANZÓTEGUI, G. A. CUADRADO. 2001. Flora Polínica del Nordeste Argentino. Vol. 2. EUDENE-UNNE. Corrientes. Argentina.
- PLA DALMAU J. M. 1961. Polen, estructura y características de los granos de polen-precisiones morfológicas sobre los granos de polen recolectados en el NE de España. Talleres gráficos D. C. P. Gerona. España.
- PRENTICE I. C. 1985. Pollen representaron, source area and basin size: Towards a unified theory of pollen analysis. *Quaternary Research* 23: 76-86.
- RAZORA O. P., L. ZSUFFA. 1986. Pollen viability of some *Populus* species as indicated by in vitro germination and tetrazolium chloride staining. *Canadian Journal of Botany* 64: 1086-1088.

- RECIO M., B. CABEZUDO, M. M. TRIGO, R. TORMO. 1997. Accumulative air temperature as a predicting parameter for daily airborne olive pollen (*Olea europaea* L.) during the pre-peak period in Málaga (Western Mediterranean area). *Grana* 36: 44-48.
- RICCI S. 1996. Estudios sobre la actividad humana en los ecosistemas naturales de la región serrana y sus consecuencias, pp. 144-152 en: G Sarmiento et M Cabido (ed.). Biodiversidad y funcionamiento de pastizales y sabanas en América Latina. Mérida. Cytel y Cielat.
- RODRIGUEZ-RIANO T., A. DAFNI. 2000. A new procedure to assess pollen viability. *Sexual Plant Reproduction* 12: 241-244.
- SANCHEZ R. L., D. G. SMELTZER. 1965. *Sorghum* Pollen Viability. *Crop Science* 5(2): 111.
- SHIVANNA K. R., LINSKENS H. F., CRESTI M. 1991 Responses of tobacco pollen to high humidity and heat stress: viability and germinability in vitro and in vivo. *Sexual Plant Reproduction* 4: 104-109.
- SIMBERLOFF D., M. A. NUÑEZ, N. J. LEDGARD, A. PAUCHARD, D. M. RICHARDSON, M. SARASOLA, B. W. VAN WILGEN, S. M. ZALBA, R. D. ZENNI, R. BUSTAMANTE, E. PEÑA, S. R. ZILLER. 2010. Spread and impact of 95 introduced conifers in South America: Lessons from other Southern hemisphere regions. *Austral Ecology* 35: 489-504.
- SIMPSON M. G. 2006. Plant Systematics. Elsevier Academic Press. Canada.
- SINGH M. B., P. M. O'NEILL, R. B. KNOX. 1985. Initiation of postmeiotic beta-galactosidase synthesis during microsporogenesis in oilseed rape. *Plant Physiology* 77: 225-228.

- SŁOMKA A., P. KAWALEC, K. KELLNER, M. JĘDRZEJCZYK-KORYCINSKA, A. ROSTAŃSKI, E. KUTA. 2010. Was reduced pollen viability in *Viola tricolor* L. the result of heavy metal pollution or rather the tests applied? *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica* 52/1: 123-127.
- SMITH-HUERTA N. L., F. C. VASEK. 1984 Pollen longevity and stigma pre-emption in *Clarkia*. *American Journal of Botany* 71 (9): 1183-1191.
- SMN (Servicio Meteorológico Nacional). 1981. Estadísticas Climatológicas. N° 37. Serie 1981-1990. Buenos Aires. Servicio Meteorológico Nacional.
- SOLOMON W. R., H. A. BURGE, J. R. BOISE, M. BECKER. 1980. Comparative particle recoveries by the retracting Rotorod, Rotoslide and Burkard Spore Trap sampling in a compact array. *International Journal of Biometeorology* 24: 107-116.
- SOLOMON A. M., A. B. SILKWORTH. 1986. Spatial patterns of atmospheric pollen transport in a Montane Region. *Quaternary Research* 25: 150-162.
- SORIANO A. 1991. Río de la Plata Grasslands, pp. 367-407 en: RT Coupland (ed.) *Ecosystems at the World 8A, Introduction and western hemisphere*. Elsevier New York, USA.
- SPIEKSMAN F. TH. M. 1992. Allergological aerobiology. *Aerobiologia* 8(1): 5-8.
- SPIEKSMAN F., A. H. NIKKELS, J. H. DIJKMAN. 1995. Seasonal appearance of grass pollen allergen in natural, pauci-micronic aerosol of various size fractions: Relationship with airborne grass pollen concentration. *Clinical et Experimental Allergy* 25: 234-239.
- STANLEY R. G., H. F. LINSKENS. 1974. *Pollen. Biology Biochemistry Management*. Springer- Verlag Berlín Heidelberg. Germany.

- STOCKMARR J. 1971. Tablets with spores used in absolute pollen analysis. *Pollen et Spores* 13(4): 615-621.
- STONE J. L., J. D. THOMSON, S. J. DENT-ACOSTA. 1995. Assessment of pollen viability in hand-pollination experiments: a review. *American Journal of Botany* 82: 1186-1197.
- SUERO T. 1972. Compilación geológica de las Sierras Australes de la Provincia de Buenos Aires. LEMIT La Plata Ser II No 216. En: Frangi J. L, Bottino O. J. 1995. Comunidades vegetales de la Sierra de la Ventana, Provincia de Buenos Aires. *Revista de la Facultad de Agronomía (La Plata)* 71 (1): 93-133
- TAUBER H. 1967. Investigations of the mode of pollen transfer in forested areas *Review of Paleobotany and Palynology* 3: 277-286.
- TAUBER H. 1974. A static non-overload pollen collector. *New Phytologist* 73: 359-369.
- TAUBER H. 1977. *Investigations of Aerial Pollen transport in a forested area. Dansk Botanisk Arkiv* 32(1): 5-121.
- TEJERA L., A. BERI. 2005. First volumetric airborne pollen sampling in Montevideo City, Uruguay. *Aerobiologia* 21: 33-41.
- TROGNITZ B. R. 1991. Comparison of different pollen viability assays to evaluate pollen fertility of potato dihaploids. *Euphytica* 56 (2): 143-148.
- VAKNIN Y., D. MILLS, A. BENZONI. 2003. Pollen production and pollen viability in male jojoba plants. *Industrial Crops and Products* 18: 117-123.
- VARA PRASAD P. V., K. J. BOOTE, JR. L. HARTWELL ALLEN. 2006. Adverse high temperature effects on pollen viability, seed-set, seed yield and harvest index of

- grain-sorghum [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] are more severe at elevated carbon dioxide due to higher tissue temperatures. *Agricultural and Forest Meteorology* 139: 237-251.
- VEGA A. S. 1996. Biología reproductiva de *Panicum spathellosum* (Poaceae: Panicoideae: Paniceae). *Darwiniana* 34(1-4): 199-211.
 - VUORELA I. 1973. Relative pollen rain around cultivated fields. *Acta Botanica Fennica* 102, 27 pp.
 - WALKER J. W., J. A. DOYLE. 1975. The basis of angiosperm phylogeny. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 62: 664-723.
 - WANG Z., Y. GE, M. SCOTT, G. SPANGENBERG. 2004. Viability and longevity of pollen from transgenic and nontransgenic tall fescue (*Festuca arundinacea*) (Poaceae) plants. *American Journal of Botany* 91(4): 523-530.
 - WEBB T. III, R. A. LASESKI, J. C. BERNABO. 1978. Sensing vegetational patterns with pollen data: choosing the data. *Ecology* 59(6): 1151-1163.
 - WELLER S. G. 1981. Pollination biology of heteromorphic populations of *Oxalis alpina* (Rose) Knuth (Oxalidaceae) in south-eastern Arizona. *Botanical Journal of Linnean Society* 83: 189-198.
 - WIELGOLASKI F. E. 1999. Starting dates and basic temperatures in phenological observations of plants. *International Journal of Biometeorology* 42: 158-168.
 - WRIGHT H. E. Jr. 1967. The use of surface samples in Quaternary pollen analysis. *Review of Palaeobotany and Palynology* 2: 321-30.
 - ZALBA S. M., C. B. VILLAMIL. 2002. Woody plant invasion in relictual grasslands. *Biological Invasions* 4: 55-72.

- ZEHAO H., Z. JINMAO, M. XIJIN, L. JINXING. 2004. Pollen Dispersion, Pollen Viability and Pistil Receptivity in *Leymus chinensis*. *Annals of Botany* 93: 295-301.
- ZULOAGA F. O., O. MORRONE, BELGRANO M. J. (editores). 2008. Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). Volumen 1. Pteridophyta, Gymnospermae y Monocotyledoneae. Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical Garden, v. 107. Missouri Botanical Garden Press. Missouri.
- ZULOAGA F. O., O. MORRONE, BELGRANO M. J. (editores). 2008. Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). Volumen 2. Dicotyledoneae: Acanthaceae- Fabaceae (Abarema-Schizolobium). Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical Garden, v. 107. Missouri Botanical Garden Press. Missouri.
- ZULOAGA F. O., O. MORRONE, BELGRANO M. J. (editores). 2008. Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). Volumen 3. Dicotyledoneae: Fabaceae (Senna-Zygia)- Zygophyllaceae. Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical Garden, v. 107. Missouri Botanical Garden Press. Missouri.