



Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003)

6



# Raíces Andinas: Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

Editor Técnico:  
Juan Seminario

Conservación y uso de la biodiversidad  
de raíces y tubérculos andinos: Una  
década de investigación para el  
desarrollo (1993-2003)

# 6

## **Raíces Andinas: Contribuciones al conocimiento y a la capacitación**

Editor Técnico:  
Juan Seminario

## RAICES ANDINAS: Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

**2004 Copyright:** Los autores autorizan la reproducción total o parcial de esta publicación, dando el crédito correspondiente a los autores/instituciones e incluyendo la citación correcta de esta publicación.  
ISBN: 92-9060-233-3 Lima, Perú

### Lista de autores por instituciones, en orden alfabético:

**Centro de Servicios  
Múltiples de Apoyo al  
Desarrollo de Semilla:**

Julio Rea

**Centro Internacional  
de la Papa:**

Raúl Blas  
Patricio Espinosa  
Roberto González  
Michael Hermann  
Miguel Holle  
Charlotte Lizarraga  
Sonia Salas  
Andrés Valladolid

**Corporación  
Colombiana de  
Investigación  
Agropecuaria:**

Guillermo Caicedo  
Mario Lobo  
Clara Medina  
Guillermo Sánchez  
Luis Torres  
Norma Vásquez

**Empresa  
Brasileira de  
Pesquisa  
Agropecuária:**

Fausto Dos  
Santos

**The Royal Veterinary  
Agricultural  
University:**

Steen R. Knudsen  
Martín Sorensen

**Universidad Mayor de  
San Simón:**

Julio Espinoza

**Universidad  
Nacional de  
Cajamarca:**

Tony Coronel  
Isidoro Sánchez  
Juan Seminario  
Miguel Valderrama

**Universidad  
Nacional San  
Cristóbal de  
Huamanga:**

Fernando  
Barrantes

**Universidad Nacional  
Mayor de San Marcos:**

Guido Ayala

**Universidad Ricardo  
Palma:**

Carola Escobar  
David Talledo

**Editores Técnicos:** Juan Seminario, Universidad Nacional de Cajamarca

**Editores de la Serie:** Michael Hermann, Centro Internacional de la Papa  
Oscar A. Hidalgo, Agro Consult International S.A.C.

**Edición:** Teresa Ames de Icochea, Centro Internacional de la Papa

**Coordinación:** Cecilia Lafosse, Departamento de Comunicación y Difusión, CIP

**Carátula:** Anselmo Morales, Departamento de Comunicación y Difusión, CIP

**Diagramación:** Mercedes Suito, Departamento de Capacitación, CIP



Centro Internacional de la Papa (CIP)  
Apartado 1558, La Molina  
Lima 12, Perú.  
Telf. (51-1) 349-6017 • Fax: (51-1) 317- 5326  
E-mail: [cip@cgiar.org](mailto:cip@cgiar.org) • Portal: [www.cipotato.org](http://www.cipotato.org)

## Sobre este libro

La región andina es cuna de un gran número de cultivos alimenticios que fueron domesticados por pueblos autóctonos hace miles de años, inclusive mucho antes de la expansión de la civilización Inca. Con el transcurso del tiempo, algunos de estos cultivos han adquirido importancia global, como la papa. La mayoría, sin embargo, son poco conocidos internacionalmente y aun en los mismos países andinos. Entre estos cultivos destacan frutales y granos y particularmente nueve especies de "raíces y tubérculos andinos" (RTAs), cada una perteneciente a una familia botánica distinta. Estas especies son: la achira (*Canna edulis*), la ahipa (*Pachyrhizus ahipa*), la arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*), la maca (*Lepidium meyenii*), la mashua o el isaño (*Tropaeolum tuberosum*), la mauka (*Mirabilis expansa*), la oca (*Oxalis tuberosa*), el ulluco o papalisa (*Ullucus tuberosus*) y el yacón (*Smallanthus sonchifolius*).

Todas ellas son usadas por los pobladores andinos rurales en su alimentación y forman parte de su cultura, y son especialmente importantes para la subsistencia de los agricultores más pobres. Durante una década, desde 1993 hasta 2003, la Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación (COSUDE) ha venido apoyando diferentes esfuerzos para rescatar y promover las RTAs a través de un Programa Colaborativo que ha involucrado a numerosas instituciones en diversos países. Enfocado inicialmente en la conservación de los recursos genéticos de las RTAs, el programa puso un creciente énfasis en la diversificación de los usos de estos cultivos y en la forma cómo los agricultores de zonas marginales se pueden vincular a nuevos mercados. Para los participantes constituyó un desafío especial enlazar las necesidades de conservación de la biodiversidad en los campos de los agricultores y en bancos de germoplasma, con una perspectiva de desarrollo rural que permita abrir nuevas oportunidades de mercado y generar un valor agregado a estas especies en las zonas rurales de los Andes.

El Programa Colaborativo ha permitido realizar una serie de investigaciones novedosas y de relevancia para una conservación más eficiente de la biodiversidad de las RTAs y para su mayor uso y competitividad frente a otros cultivos. Estas investigaciones han sido dadas a conocer en informes anuales y artículos en revistas científicas y técnicas que se han ido publicando de acuerdo a los avances del Programa. Sin embargo, en su fase final el Programa ha hecho un esfuerzo especial para sistematizar los resultados de diversas áreas temáticas.

El presente libro forma parte de una serie de publicaciones que sintetizan 11 años de investigación que incluye monografías, manuales, catálogos de germoplasma y bases de datos desarrollados por investigadores de las diversas instituciones que formaron parte del Programa Colaborativo durante este período

**Citación correcta:**

Seminario, J.(ed.). 2004. Raíces Andinas: Contribuciones al conocimiento y a la capacitación. Serie: Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003) No. 6. Universidad Nacional de Cajamarca, Centro Internacional de la Papa, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. Lima, Perú, 376 p.

**Citación correcta de una sección del libro:**

Seminario, J. 2004. Origen de las Raíces Andinas (1). En: J. Seminario (ed.). Raíces Andinas: Contribuciones al conocimiento y a la capacitación. Serie: Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003) No. 6. Universidad Nacional de Cajamarca, Centro Internacional de la Papa, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. Lima, Perú. p. 1-38.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 1 Origen de las raíces andinas

*Juan Seminario*<sup>1</sup>

## Introducción

El origen de las plantas cultivadas es un tema que ha ocupado a numerosos investigadores, desde De Candolle (1883) y Vavilov (1926). En la etapa contemporánea, S. M. Bukasov, D. R. Harris, Kent V. Flanery, Jack R. Harlan, D. Bonavia, J.G. Hawkes, entre otros, se han ocupado con insistencia de esta materia.

El tema es importante desde todo punto de vista. En esta presentación hacemos una revisión acerca del origen de las raíces andinas (raíces propiamente dichas, cormos,

---

<sup>1</sup> Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.

rizomas), a la luz de los conocimientos actuales y los puntos de vista de los más connotados investigadores en cada especie.

## Fuentes para determinar los centros de origen de las plantas cultivadas

Discutiremos un poco sobre las fuentes usadas, para determinar el origen de las plantas cultivadas en general.

**Fuentes históricas.** Estas fuentes ofrecen pruebas sobre conocimiento y uso de las plantas después del contacto colombino. Los quipus, los códices u otros documentos pre-contacto no se han preservado adecuadamente y no han podido ser descifrados plenamente. También, el desconocimiento de las plantas americanas por parte de los cronistas, no permitió una descripción clara y en otros casos, más bien fue confusa o aplicable a más de una planta.

**Fuentes arqueológicas.** Su estudio todavía es incompleto o incipiente y necesita mayor trabajo. En primer lugar, se ha puesto diferente énfasis en cuanto a culturas o regiones. Por ejemplo, en el Perú se ha enfatizado sólo una parte de la costa peruana, pero poco se conoce de las culturas ubicadas en las partes altas. Entre países, el Perú ha sido privilegiado, pero poco se conoce de otros países. Por ejemplo de Ecuador, solamente se informa que en la cultura Valdivia (4 000 a 2 350 AC) en el periodo formativo temprano, se ha encontrado habilla blanca o frijol machete (*Canavalia ensiformis*), frijol común (*Phaseolus vulgaris*), y probablemente, papa china u otoy (*Xanthosoma sagittifolium*), camote (*Ipomoea batatas*) y, a finales del formativo y en el periodo de desarrollo regional y de integración, se encuentra maíz (*Zea mays*), y leguminosas de grano, sin indicar cuales (Naranjo, 1994). Contrastan estos pocos datos con los abundantes de la costa peruana.

Otro problema es el de la conservación de los restos. Como es explicable, en las zonas áridas y secas estos lograron conservarse mejor que en las zonas húmedas y calurosas. Por otro lado, las zonas áridas de hoy no son las mismas de otras épocas, el ejemplo es la costa peruana.

Ugent y Peterson (1988), para el caso peruano, destacan que el campo de la exploración arqueológica de cultivos se encuentra aún en estado incipiente, que queda mucho por hacer con respecto a la determinación de la edad arqueológica, la colección e identificación de los restos de los cultivares de la costa peruana y especialmente de las ruinas situadas en las provincias de los extremos norte y sur del país.

La identificación de los restos y su asignación a cada especie silvestre o cultivada, depende del estado de conservación, del tipo de órgano y del apoyo que se busque en otras ciencias; todo lo cual no siempre deja satisfechos a todos. En el mismo sentido, el fechado está en función de las técnicas usadas y conforme el grado de resolución, éste puede cambiar. En este sentido, Hawkes (1989) dice: "hay que volver a estudiar las muestras usando las modernas técnicas para cada caso".

Cuando se trata de representaciones en cerámica, en pinturas, en tejidos o en metal (Figura 1), la decisión depende de la estilización y el grado de representatividad. Hay casos, en los cuales, las representaciones del maní, achira, lúcuma, guaba, zapallo, etc. no dejan duda. Pero existen otros casos; en los cuales, la duda persiste. La Tabla 1, resume la cronología de los registros arqueológicos de las raíces y otras especies andinas en el Perú, según varias fuentes.

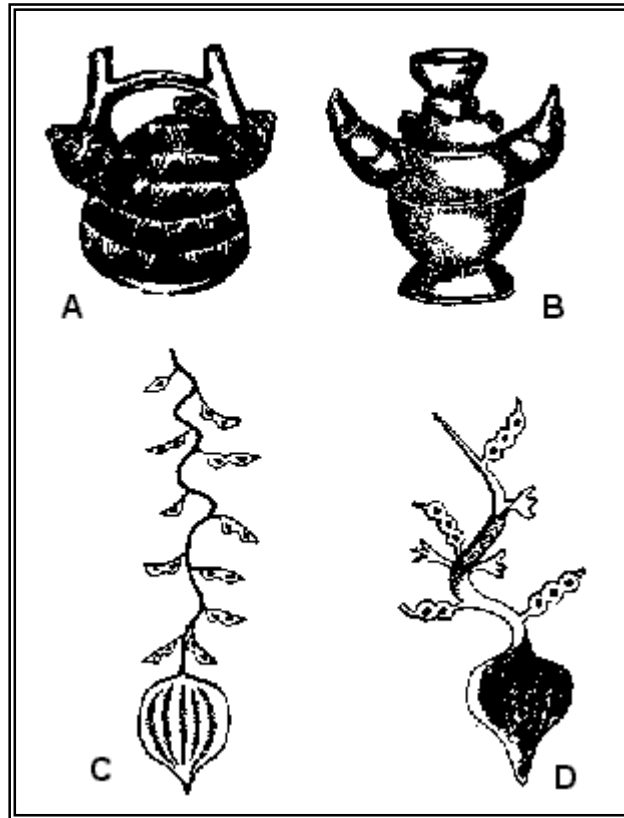


Figura 1. Representaciones fitomorfológicas en el Perú: A. Representación de achira en cerámica Nazca; B. Representación de achira en cerámica Chimú; C y D. Representaciones de jicama en el arte Nazca.

**Fuentes botánicas.** Un problema es identificar cuáles son los parientes silvestres más relacionados con la especie cultivada. Luego, identificar dentro de los parientes cercanos cuál o cuáles son los probables progenitores de ésta. La determinación de ambos aspectos requiere la búsqueda de relaciones filogenéticas y citogenéticas, con técnicas depuradas. Aquí surgen problemas como es el hecho de estar seguros si, las especies relacionadas más cercanas, son progenitoras de la especie cultivada o son derivados de ella. Harlan (1961) sostiene la hipótesis que, en general, los parientes silvestres de varias plantas cultivadas son probablemente derivadas de las especies cultivadas, antes que progenitores de éstas. El se refiere particularmente a los parientes silvestres con el carácter de maleza. Por ejemplo, en el género *Manihot*, algunas de las especies relacionadas a *M. esculenta* parecen cumplir bien con esta hipótesis.

Tabla 1. Secuencia de registro arqueológico de especies andinas

Pre agri	Agricultura Incipiente						Formativo			Clásico		Fusión	Imperial
	Precerámico					Cerámico inicial	Cultivadas	Posiblemente cultivadas	Cultivadas	Posiblemente cultivadas			
	I	II	III	IV	V						VI		
	<i>C.edulis</i> 's		<i>P.lunatus</i> <i>P.vulgaris</i> <i>G.barbadense</i> <i>Cucurbita</i> sp.	<i>Lagenaria</i> sp. <i>Z.mays</i> <i>G.barbadense</i>	<i>Capsicum</i> sp. <i>Cucurbita</i> sp. <i>G.barbadense</i> <i>L.siceraria</i> <i>L.obavota</i>	<i>A.cherimolia</i> <i>M.esculenta</i> <i>P.vulgaris</i> <i>S.tuberosum</i> <i>I.batatas</i> <i>C.edulis</i>	<i>C.edulis</i> <i>M.esculenta</i> <i>I.batatas</i>	<i>Capsicum</i> sp. <i>M.esculenta</i> <i>P.vulgaris</i> <i>A.hypogaea</i> <i>G.barbadense</i> <i>L.siceraria</i> <i>S.muricatum</i> <i>Pachyrhizus</i> sp. <i>S.tuberosum</i>  <i>P.lunatus</i> <i>Ch.quinoa</i> <i>Z.mays</i> <i>A.moschata</i> <i>C.ficifolia</i> <i>I.batatas</i>	<i>C.edulis</i> <i>E.coca</i> <i>Persea</i> sp. <i>Inga</i> sp. <i>C.pedata</i> <i>Campomanesia</i> sp.  <i>C.moschata</i> <i>I.Batatas</i>  <i>Pachyrhizus</i> sp. <i>P.lunatus</i> <i>P.sonchifolia</i> <i>Z.mays</i> <i>M.esculenta</i> <i>A.hypogaea</i> <i>S.muricatum</i> <i>S.tuberosum</i> <i>T.tuberosum</i> <i>Ch.pallidicaule</i> <i>L.mutabilis</i> <i>O.tuberosa</i> <i>Ch.quinoa</i> <i>U.tuberosus</i> <i>A.xanthorrhiza</i>	<i>P.vulgaris</i> <i>Capsicum</i> sp. <i>E.coca</i> <i>G.barbadense</i> <i>L.siceraria</i> <i>C.maxima</i>  <i>A.cherimolia</i> <i>B.armeniaca</i>  <i>A.muricata</i> <i>P.lugularis</i> <i>Inga</i> sp. <i>Lucuma</i> sp. <i>Carica</i> sp. <i>A.comosus</i> <i>Passiflora</i> sp. <i>Opuntia</i> sp.	<i>C.edulis</i>		

Fuente: Seminario, 1996. Con base en Towle, 1961; Bonavia, 1992; Pozorski y Pozorski, Hawkes, 1989; Ugent et al., 1981; otros.

Es probable que la complejidad de las especies cultivadas se deba a su hibridación con las especies silvestres, en varias partes del rango de distribución. También, las especies relacionadas, que tienen el aspecto de malezas y crecen en áreas perturbadas y cercanas a la especie cultivada, pueden haber sido derivadas de esta última por selección natural.

Por otro lado, hubo consenso en considerar como una evidencia de la domesticación, la ausencia de sustancias tóxicas en la planta domesticada. Por ejemplo, se pensaba que la yuca dulce representaba la variedad domesticada, mientras que la amarga sería la silvestre. Hoy se sabe que esto no es cierto y que en realidad la variedad amarga es una mejora que se ha producido a partir de la yuca dulce. Y es que la yuca amarga que se usa después de eliminarle (por un procedimiento especial) el ácido cianhídrico, tiene la cualidad de conservarse mejor y por más tiempo que la yuca dulce (Rogers, 1963; Bonavia, 1992).

Asimismo, en la mayoría de especies cultivadas existen muchas variantes (formas, morfotipos, cultivares), pero no es fácil la distinción en taxa subespecíficos y una reunión de ellos demuestra que existe un *continuum* morfológico. Entonces, un problema es reunir o reconstruir este *continuum*.

Ligados a los datos botánicos están los datos geográficos y ecológicos. Estos pueden ser importantes en la diferenciación y determinación de taxa subespecíficos y ello requiere investigaciones detalladas. Pero por otro lado, como advierte Rogers (1963), debe haber precaución en el empleo de tales datos, por las siguientes razones:

1. Los cultivares son generados y mantenidos por el hombre, quien establece condiciones ecológicas "artificiales" para el crecimiento de una planta seleccionada.
2. Algunos cultivares han despertado mayor interés en el hombre y pueden haber sido transportados muy lejos desde su lugar de origen.
3. Los nuevos cultivares desarrollados por hibridación pueden ser exitosos como plantas cultivadas, pero pueden no tener éxito si sólo opera la selección natural.

**Fuentes lingüísticas.** Herrera (1942) refiriéndose al caso peruano, sostiene que Pizarro y su gente encontraron en el territorio del Imperio Incaico un considerable número de plantas comunes a las Antillas, México y Centro América, cuyos nombres, ya involucrados en el habla española, continuaron siendo usados en el Perú, con prescindencia de los nombres vernaculares, en su mayor parte de origen quechua. Esta sustitución de términos ha motivado un error frecuente al tratar sobre los centros de domesticación de plantas americanas, poniendo en tela de juicio la autoctoneidad de algunas especies netamente peruanas o domesticadas por los naturales del país, simultáneamente a la de otros pueblos. Algunos nombres traídos de las Antillas son: ají, caigua, guanábana, guayaba, maíz, papaya, tuna, yuca. Ejemplos de nombres traídos de México son: camote, tomate, zapote, jíquima. Y algunos nombres españoles serían: algarrobo, algodón, calabaza.

Generalmente estos nombres introducidos al Perú por los conquistadores, se consideraban inapropiadamente como españoles, en oposición a los nombres quechuas

de los mismos. Un resumen de los nombres regionales de las raíces andinas se presenta en la Tabla 2.

La presión de la cultura dominante condujo a una adopción, en algunos casos, casi total, de estos nombres; a tal punto que, para algunas especies, los nombres autóctonos han desaparecido. Un ejemplo es la berenjena o scchatomate.

En conclusión, todas las evidencias son indirectas y ninguna por si sola permite señalar con precisión el centro o los centros de origen de cada especie. Por otro lado, queda claro que se necesita mayor investigación para definir el origen de las especies cultivadas en general.

## La Domesticación

**Los móviles.** Propósitos alimenticios, medicinales, forrajeros, de ornato, estéticos, rituales o religiosos, adivinatorios, son quizá sólo algunos de los móviles que llevaron al hombre a domesticar plantas y quizá estas categorías resultan estrechas para caracterizar los múltiples y complejos roles que cumplían las plantas para el hombre antiguo. Así, por ejemplo, Pernés (1983) ha sugerido que en muchos casos, fue el carácter ritual el motor principal de la domesticación, antes que la necesidad utilitaria

**¿Cuándo se inició?** Los restos más antiguos de plantas domesticadas, registrados por la arqueología, corresponden a: trigo en Mesopotamia, 10 000 años; arroz y mijo en China, 7 000 a 10 000 años; maíz en México y Perú, 6 000 a 8 000 años; frijol en Perú (una variedad), 9 000 años; sorgo en Africa, 3 000 a 4 000 años; papa en Perú, 8 000 años. Si se confirmaran los datos de Engel (1970), tendríamos, en el caso de tuberosas: camote, yuca y ajipa en el Perú, 10 000 años.

Bonavia (1992) considera que se necesitan por lo menos tres a cuatro mil años de propagación selectiva, para que una planta silvestre, que es viable sin intervención del hombre, pero ineficiente como productora de alimento, pueda adquirir una forma tal, que ya no es viable sin la intervención humana, pero que a la vez es altamente eficiente como productora de alimentos. Esto significa que las plantas en general, empezaron a ser domesticadas hace 6 000 a 7 000 años en el menor de los casos y de 13 000 a 14 000 años, en el mayor de los casos.

Por otro lado, el proceso no ha terminado, continúa mucho más, si consideramos que muchas plantas de los Andes, por ejemplo, se encuentran en estado incipiente de cultivo, y que no puede aplicárseles la categoría de domesticadas. Es decir, que entre las plantas silvestres y domesticadas existen todos los estados intermedios.

**Tabla 2. Evidencias lingüísticas sobre el origen de las raíces andinas**

Especie	Nombres Regionales	Idioma/Región	Referencia
<i>Manihot esculenta</i>	R'umu	Quechua y Aymara	Mejía. X. 1931; citado por Towle, 1961; Herrera, 1942
	Aypi	?: Brasil	Cárdenas, 1969; Montaldo, 1972
	Yuca	Haiti	Herrera, 1942
	Guacamote	México	Herrera, 1942
	Open	Mochica	Soukup, 1970
	Mandioca	Guaraní, Argentina, Uruguay, Brasil	Montaldo, 1972,P.1994
	Kasabi	Arawak	Horkheimer, 1973
	Caxcamote	Guatemala	Montaldo, 1972
	Arr	Mochica:Perú	Montaldo, 1972
	Cassava	Inglés	Montaldo, 1972
Manioc	Francés y Alemán	Montaldo, 1972	
<i>Ipomoea batatas</i>	Apichu	Aymara	Cárdenas, 1969; Soukup, 1970.
	Cumara, cjumara, ckumara, cumar, kumara, ku umala/kuala	Quechua	Herrera, 1942; O'Brien, 1972
		Quechua: Perú, Ecuador	Heyerdahl, 1952; citado por O'Brien. 1972
		Colombia	Heyerdahl, 1952; citado por O'Brien. 1972
	Kumar,(a), umara, uma's, kumala	Polinesio	Conklin, 1963, citado por O'Brien, 1972
	Umala y uwala	Polinesio	Conklin, 1963, citado por O'Brien, 1972
Camote (camotli)	Nahuatl: México	Herrera, 1942.	
Batata	Español: Argentina, Puerto Rico	Montaldo, 1972	
<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	R'acacha, laqachu, rakkacha	Quechua	Herrera, 1942; Nat. Research Council, 1989
	Ra'kacha	Aymara	Mejía X., 1931 citado por Towle, 1961
	R'qacha	Quechua	Mejía X., 1931 citado por Towle, 1961
	Racacha, arracacha	Español: Perú, Colombia	Herrera, 1942
	Virracacha	Español: Perú	Herrera, 1942
	Apio criollo	Español: Venezuela	Montaldo, 1972
	Zanahoria blanca	Español: Ecuador, Perú	Castillo, et al., 1991
	Mandioquinha salsa, batata baroa	Portugués	Nat. Research Council, 1989
	Batata cenoura	Portugués	Nat. Research Council, 1989
<i>Lepidium meyenii</i>	Maca-maca, maka, maca, maimo	?	Soukup, 1970
	Ayac, chichira, ayak wilku	Quechua	Nat, Research Council, 1989
<i>Canna edulis</i>	Achira	Quechua	Herrera 1942, citado por Ugent et al., 1984
	Achera	Argentina, Ecuador	Montaldo, 1972; Na. Research Council, 1989
	Sumac achira	?: Perú	Soukup, 1970
	Munay achira	?: Perú	Soukup, 1970
	Capacho	Venezuela	Soukup, 1970
	Luano	?Ecuador	Soukup, 1970
	Sio	Cashibo (Cuenca Amaz.)	Gade, 1966
	Chisgua	Colombia	Gade, 1966

Especie	Nombres Regionales	Idioma/Región	Referencia
	Imocona	Arawako	Montaldo, 1972
	Sagú	América Central	Montaldo, 1972
	Adura	Colombia	Nat. Research Council, 1989
	Quesland arrowrot	Antillas, Australia	Montaldo, 1972
<i>Smallanthus sonchifolius</i>	Llackon, llacón, yacón, llag'on	Quechua	Cárdenas, 1969; Zardini, 1991
	Yakuma	Quechua y Aymara	Horkheimer, 1973
	Jicama, jíquima	Ecuador	
	Lakuma	Quechua	Nat. Research Council, 1989
	Puhe	?	Soukup, 1970
	Aricoma, aricona	Aymara	Nat. Research Council, 1989
<i>Mirabilis expansa</i>	Miso	?: Ecuador	Rea, 1982
	Tazo	?: Ecuador	Rea, 1982
	Chago	?: Cajamarca (Perú)	Seminario, 1989; Franco <i>et. al.</i> , 1991
	Cushpe	?: Cajamarca, Ancash (Perú)	Seminario, 1989-1993
	Arrocón	? Cajamarca (Perú)	Seminario, 1989-1993
	Mauka	?: Quechua y Aymara: Perú, Bolivia	Rea, 1992; Vallenias, 1996
<i>Xathosoma sagittifolium</i>	Uncucha	Quechua : Perú	Cárdenas, 1969; Horkheimer, 1973
	Malanga	?: Antillas	Cárdenas, 1969
	Gualuza	?: Bolivia	Cárdenas, 1969
	Ola	Español: Cajamarca (Perú)	
<i>Pachirhizus ahipa</i>	Jicama, ajipa	Huitoto	Soukup, 1970
	Jicama	América Central	Yacovieff, 1933
	Jíquima	México	Herrera, 1942
	Asipa, ajipa, ahipa	Quechua: Perú, Bolivia	Cobo, citado por Herrera, 1942
	Ashipa, villu	Aymara	Cobo, citado por Herrera, 1942
	Dabau	?: Ecuador	Nat. Research Council, 1989
	Chuncho	?: Bolivia, Ecuador	Nat. Research Council, 1989
	Achipa	Sudamérica	Nat. Research Council, 1989

**Fuente:** Seminario, 1996. Con base en los autores mencionados.

**¿Uno o más centros?** Una tendencia ha sido tratar de encontrar un centro de origen para cada especie o grupos de especies, desde el cual la planta domesticada se ha irradiado a los ámbitos actuales de cultivo. Esta tendencia ha tenido, a veces, cierto componente ideológico que evidentemente la ha sesgado. Sin embargo, las evidencias reunidas para varias especies, muestran que hubo procesos simultáneos en más de un área; es decir, en más de un centro. En este sentido, Debouck (1995) dice: "la domesticación no puede reducirse a un solo lugar geográfico, es un proceso que se establece en un marco espacial, dentro de un tiempo determinado, donde está involucrada la gente, mejor dicho, varias generaciones de personas".

**¿Cuál fue primero?** Frecuentemente se ha sostenido que la agricultura de raíces y tubérculos (vegecultura) es más antigua que la agricultura de semillas (espermacultura), debido a que las raíces y tubérculos (en su mayor parte) pueden ser cosechados y plantados a la vez en el mismo sitio; mientras que las semillas son cosechadas en el

vástago de la planta y sembradas en el suelo. Esta hipótesis no toma en cuenta que en ciertos centros antiguos de agricultura (Sudoeste de Asia, Norte de China) no habían especies tuberosas. Otra ventaja de las tuberosas es que se les puede abandonar por temporadas y no requieren cuidados especiales. En cambio, el cultivo de semillas requiere sedentarismo, ya que se debe sembrar y cosechar en épocas definidas. También se argumenta en favor de la agricultura de tuberosas, por el hecho que es un sistema más estable y menos vulnerable, debido al sistema de reservas. Pero aún con ello, no existen pruebas definitivas al respecto. Otra tendencia (Bonavia,1992), sostiene que, probablemente, ambas se desarrollaron simultáneamente.

## **La domesticación de raíces y tubérculos: La vegecultura**

Harris (1969) argumenta que dentro de los sistemas agrícolas generalizados, en los cuales es más probable que se inició la agricultura, hay un aspecto que tiene importancia particular con relación a la domesticación de plantas y al origen de la agricultura. Se refiere a la diferencia que existe entre los sistemas que dependen de plantas que se reproducen por semilla (espermacultura) y, aquellas que dependen principalmente de la propagación vegetativa -raíces, rizomas, tubérculos- (vegecultura).

La primera, se desarrolló principalmente en la zona templada del viejo mundo y sus antecedentes son investigados por biólogos y arqueólogos, en el sudeste de Asia y Mesoamérica principalmente, y con menor énfasis en Africa Occidental, Etiopía, sudeste de Arabia, India y China.

En contraste, la vegecultura ha recibido poca atención, lo cual constituye una laguna en el enfoque sobre la domesticación de plantas y el origen de la agricultura.

En general, la vegecultura, como sistema agrícola original, se encuentra altamente desarrollada en las tierras bajas, cálido-húmedas de América y Sudeste de Asia. También es característico de los trópicos africanos, pero ahí está basada principalmente, aunque no en forma exclusiva, en cultivos introducidos de Asia y América. Sin embargo, aunque se puede hacer esta diferenciación general en cuanto a las áreas donde tuvieron origen ambos tipos de agricultura, se debe señalar que existen áreas en las cuales tuvieron lugar los dos tipos de agricultura a la vez. Uno de estos casos, probablemente, se dio en los Andes.

**¿Cómo y dónde se desarrolló?** Se conoce muy poco acerca del proceso de domesticación de las raíces y tubérculos, pero se asume que ellos han seguido el patrón generalizado para los cultivos de semillas (Hawkes, 1969). Se supone que en la primera etapa, ciertas especies silvestres con tendencia de malezas, empezaron a colonizar las áreas abiertas alrededor de las cuevas o chozas, y eran recolectadas como parte de las actividades cotidianas de caza y recolección, para procurarse alimento o para otros satisfactores. Hasta aquí, había conocimiento y reconocimiento, por parte del hombre, de alguna o algunas plantas y sus usos potenciales o prácticos. Conforme las plantas se autoestablecían, crecían mejor que en estado totalmente silvestre, debido a los altos niveles de nitrógeno que existían alrededor de las cuevas o chozas. Empezaría aquí una simbiosis entre los requerimientos ecológicos de las plantas y las necesidades alimenticias

del hombre. Esta primera etapa condujo naturalmente a la segunda etapa, en la cual estas raíces y tubérculos eran cosechados regularmente, al final de la época de lluvias y el inicio de la estación seca. Finalmente, y quizá después de un periodo muy largo, tuvo lugar la tercera etapa, de plantación y cosecha (Figura 2), iniciándose así la agricultura, tal vez ya en parcelas establecidas (Hawkes, 1969, 1983).

Se puede decir que hasta este momento, la planta todavía no había sido domesticada, pero ya había estrecha interrelación y experiencia, manifestadas a través de la aplicación de prácticas de cultivo y formas o técnicas de utilización, lo cual ya forma parte del proceso que conlleva a la domesticación y que puede ser tanto o más importante que el mejoramiento genético; considerado como el indicador del síndrome de domesticación (León, 1992).

Lo que siguió fue un conjunto de fenómenos y procedimientos, naturales o inducidos por el hombre: selecciones → hibridaciones → mutaciones → selecciones, que finalmente condujeron a la domesticación. Cuando la planta llega a ser domesticada, se establece una simbiosis hombre-planta; en algunos casos tan estrecha que, tanto el hombre como la planta, no pueden vivir separados. Este sería el caso de ciertas poblaciones de América y el maíz o los frijoles.

Una vez que tanto la siembra o plantación y la cosecha formaban parte de las operaciones habituales, se puede decir que empezó la agricultura y las dos etapas tempranas se pueden describir como de incipiente o proto-agricultura (Figura 2). Una forma de cosecha sin plantación ha sido descrita por Hawkes (1969, p. 24) y es posible que existan otros ejemplos de esta etapa en la actualidad. Un caso sería las papas *kurao* que existen en Cajamarca y otras partes del Perú y América. Estas papas salen espontáneamente en los maizales u otros cultivos (o se "siembran" una sola vez), sólo reciben atenciones indirectas por parte del agricultor y se cosechan generalmente después de cosechar los otros cultivos o al momento de preparar el campo para la siguiente siembra.

Harris citado por Hawkes (1989) puntualiza que el sistema de reserva de alimentos de los ancestros silvestres de las plantas tuberosas, se tuvo que desarrollar en respuesta a una estación seca bien marcada de 5 a 7.5 meses, debido a que de otro modo, no habría razón para que tal sistema de reserva de alimentos evolucione. Él piensa también que el cultivo de semillas se ubicó mejor en áreas con estación seca larga.

## Grupos climáticos y fitogeográficos de los cultivos

Por eso, no debemos mirar el origen del cultivo de raíces y tubérculos en el bosque tropical, donde la continua humedad permite el crecimiento vegetativo todo el año y no hay una fuerte presión de selección que favorezca el desarrollo de órganos subterráneos de reserva. En cambio, esta presión sí se dio en tierras de bosque con estación seca bien marcada, donde el sistema subterráneo de reservas ayudó a la planta a sobrevivir durante la estación seca y a regenerarse rápidamente, cuando retornaban las lluvias (Sauer, 1952).

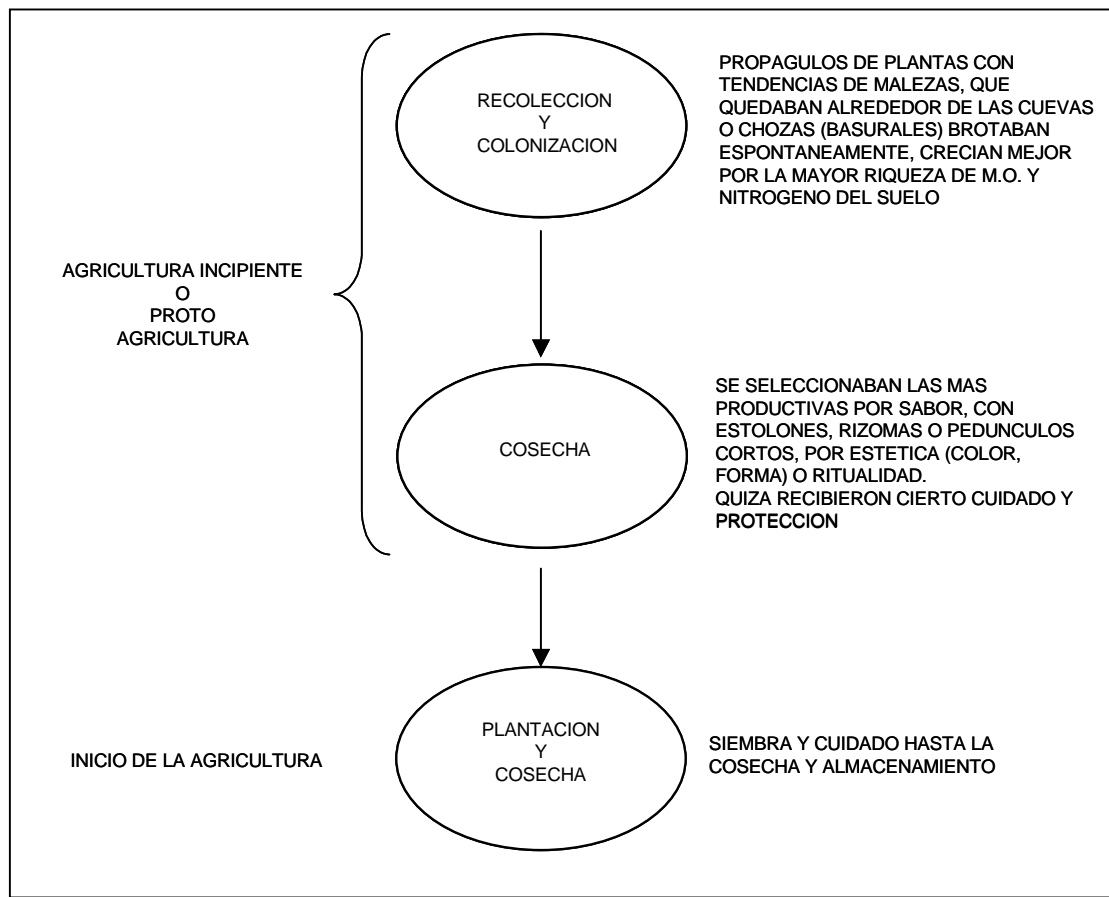


Figura 2. Hipótesis sobre el proceso de domesticación de raíces y tubérculos (Elaborada a partir de Hawkes, 1969, 1983, 1989).

Sin duda, tales cultivos, una vez domesticados, pudieron haber sido llevados hacia el bosque tropical lluvioso, después que las prácticas agrícolas fueron bien entendidas. Esto implica que la agricultura puede haber llegado más tarde a la cuenca amazónica que al bosque lluvioso con verano definido (Ceja de Selva) y las áreas de arbusto espinoso, donde por lo menos algunas de las raíces y tubérculos de tierras tropicales bajas fueron domesticados.

Hawkes (1989) distingue tres grupos climáticos y fitogeográficos dentro de las especies tuberosas de origen tropical (Tabla 3). El primero, ocurre en las tierras tropicales bajas y comprende siete especies distintas. El segundo, con siete especies, corresponde a los valles de altura media a alta de los Andes de Sudamérica y otros lugares. El tercero, con doce especies, incluye a la papa y corresponde a los Andes altos templados a templado-fríos con especies resistentes al frío. Es un grupo único y sin paralelo en otra parte del mundo.

Los ancestros silvestres de las plantas de este grupo se encuentran en los ecotonos entre el bosque de páramo alto y la puna, o colonizando áreas rocosas donde ninguna hierba o césped perenne puede sobrevivir.

En total, suman 26 especies, 16 géneros y 15 familias botánicas. Lo cual representa el rango más grande en cuanto a diversidad de especies, géneros y familias, que se puede encontrar en un ámbito como éste. Además, si se toma en cuenta la diversidad intraespecífica (formas, morfotipos, cultivares) el rango es mucho más amplio. La diversidad también es amplia en cuanto a las condiciones ecológicas de adaptación. Esta diversidad botánica y ecológica no ocurre en ningún otro lugar del mundo (Hawkes, 1989).

**Tabla 3. Zonas fitogeográficas de origen de las raíces y tubérculos de América tropical**

Zona y Especies	Familia
<b>Zona Tropical (Selva)</b>	
<i>Manihot esculenta</i> Crantz	Euforbiaceae
<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lamarck	Convolvulaceae
<i>Dioscorea trifida</i>	Dioscoraceae
<i>Marantha arundinacea</i>	Maranthaceae
<i>Calathea allouia</i> (Aublet) Lindley	Maranthaceae
<i>Xanthosoma sagittifolium</i> (L.) Schott.	Araceae
<i>Solanum higothemicum</i> Ochoa	Solanaceae
<b>Zona templada-cálida (Quechua-Chala o Costa)</b>	
<i>Arracacia xanthorrhiza</i> Bancroft	Apiaceae
<i>Canna edulis</i> Ker-Gawler	Cannaceae
<i>Smallanthus sonchifolius</i> (Poepp. & Endl.) H. Robinson	Asteraceae
<i>Pachyrhizus ahipa</i> (Weddell) Parodi	Fabaceae
<i>P. tuberosus</i> (Lamarck) Sprengel	Fabaceae
<i>P. erosus</i> (L) Urban	Fabaceae
<i>Mirabilis expansa</i> (Ruíz & Pavón)	Nyctaginaceae
<b>Zona templada-fría (Suní-Puna)</b>	
<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
<i>S. x ajanhuiri</i> Jup. & Buk.	Solanaceae
<i>S. goniocalyx</i> Jup. & Buk.	Solanaceae
<i>S. phureja</i> Jup. & Buk	Solanaceae
<i>S. stenotomum</i> Jup. & Buk.	Solanaceae
<i>S. x chaucha</i> Jup. & Buk.	Solanaceae
<i>S. x juzepczukii</i> Buk.	Solanaceae
<i>S. x curtilobum</i> Jup. & Buk.	Solanaceae
<i>Oxalis tuberosa</i> Molina	Oxalidaceae
<i>Ullucus tuberosus</i> Caldas	Baselaceae
<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruíz & Pavón	Tropaeolaceae
<i>Lepidium meyenii</i> Walpers	Brassicaceae

Fuente: Adaptado de Hawkes (1989).

## La domesticación y el concepto de propagación vegetativa

Es fácil imaginar cómo empieza el cultivo de las plantas cuyos órganos que se usan en la alimentación son los mismos que se usan para propagar; por ejemplo: achira, camote,

marantha, xanthosoma, o plantas de semillas como quinua, coyo, frijol, etc. Sin embargo, el hombre primitivo necesitó encontrar (mediante "prueba y error") dos o tres formas más de propagación vegetativa, para casos como arracacha, yuca, ajipa, maca, mauka o chago (Tabla 4).

**Tabla 4. Partes comestibles y para propagación de las raíces andinas**

Espece	Parte comestible principal	Parte usada para propagar
<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	Raíz	Hijuelos o colinos
<i>Manihot esculenta</i>	Raíz	Tallo
<i>Lepidium meyenii</i>	Hipocotilo	Semilla, hipocotilo
<i>Pachyrhizus ahipa</i>	Raíz	Semilla
<i>Mirabilis expansa</i>	Raíz	Tallo, semilla
<i>Smallanthus sonchifolius</i>	Raíz	Corona, tallo, semilla
<i>Ipomoea batatas</i>	Raíz	Tallo, raíz
<i>Dioscorea trifida</i>	Tubérculo	Cormo
<i>Marantha arundinacea</i>	Rizoma	Rizoma
<i>Xanthosoma sagittifolium</i>	Cormo	Cormo
<i>Canna edulis</i>	Cormo	Cormo

Fuente: Seminario, 1996.

## Especies de raíces individuales

A continuación, hacemos una revisión acerca del origen de algunas de las especies de raíces, considerando los aspectos históricos, arqueológicos, lingüísticos y botánicos (parientes silvestres) y, las conclusiones de algunos investigadores.

### Yuca (*Manihot esculenta* Crantz)

**Historia y propuestas sobre el origen.** Se conoce que a la llegada de los europeos a América, la yuca se cultivaba ampliamente en Sudamérica, Mesoamérica y el Caribe (Hawkes, 1989).

Alphonse de Candolle (1883) en *Origins of Cultivated Plants*, consideró que Brasil fue el país donde primero se cultivó *M. esculenta*. Vavilov (1951), también consideró particularmente el noreste de Brasil, como el centro más probable de origen de la planta cultivada. Las consideraciones de Vavilov estuvieron basadas en el hecho que el número más grande de variantes cultivadas fue encontrado en esta área (Rogers, 1963). Carl Sauer en 1952 propuso que el lugar de origen más probable de los cultivares, estaba en la sabana de Venezuela. La base de Sauer para esta decisión fue el movimiento de poblaciones y la utilización actual de la planta.

Posteriormente, Sauer (1963) propone la cuenca del lago Maracaibo (Venezuela), como el área de origen de la especie. De ahí habría sido llevada por los caribes a través de los ríos Orinoco, Casiquiare y Negro y distribuida a la Amazonia, llegando por los afluentes fluviales a Bolivia, Paraguay y Perú. La aseveración anterior se basa en una evidencia

entomológica, debido a que el parásito *Phenacoccus herreris* (piojo harinoso de la yuca) es muy frecuente en Venezuela y con varios enemigos naturales, y poco frecuente en Brasil y sin enemigos naturales (Montaldo, 1994).

Rogers (1963) considera que mientras todas estas hipótesis tienen algún mérito y es probable que cierta parte del complejo cultivado tuvo lugar en las áreas propuestas, es necesario considerar a Mesoamérica (sur de México y parte de Centro América, particularmente Guatemala y Honduras) como otra área probable de origen. El se basa en la presencia, en esta área, de los probables parientes más cercanos, en los descubrimientos arqueológicos y en evidencias lingüísticas. Considera que geográficamente existen dos centros principales de especies, uno en México y Centro América y el otro en el noreste de Brasil hasta el Matto Grosso, incluyendo parte de Paraguay. El autor concluye con la hipótesis que *M. esculenta* primero llegó a ser un importante elemento en la dieta de pueblos de las tierras bajas tropicales de Mesoamérica y de aquí fue distribuida a otras partes de su rango actual de distribución (Rogers, 1965).

Hawkes (1989) cita a Lathrap (1970) quien señala la presencia de callanas o tiestos de arcilla, los cuales se supone servían para hornear tortas de yuca amarga, fechados hace 3 000 años., en los llanos aluviales de los ríos de Colombia y Venezuela. Por ello plantea que el cultivo de yuca empezó en la cuenca amazónica o en sus márgenes hace 7 000 a 9 000 años.

Renvoize (1973) propone que las yucas dulces fueron domesticadas primero en Mesoamérica, dentro de un conjunto de cultivos de propagación vegetativa, junto a cultivos de semillas como el maíz. De aquí fue llevada hacia Sudamérica. Por otro lado, propone que las yucas amargas fueron primero llevadas a cultivo en el norte de Sudamérica (Venezuela). El problema de esta propuesta es que divide a las yucas en dulces y amargas como si fueran grupos con orígenes diferentes, lo cual ahora no parece cierto. Actualmente, se considera que las formas dulces y amargas (cuya distribución se ilustra en la Figura 3), son variedades de la misma especie, que provienen de un mismo ancestro silvestre y que se han diferenciado por propagación selectiva, en función a sus usos culinarios y otras ventajas.

En ambas hay un glucósido que al entrar en contacto con el aire produce ácido cianhídrico que es dañino para el hombre. En la yuca dulce, este glucósido se encuentra en la cáscara y en la corteza, mientras que en la amarga está en la pulpa. Se pensaba que la yuca dulce representaba la variedad domesticada, mientras que la amarga sería la silvestre. Hoy sabemos que en realidad, la variedad amarga es una mejora que se produjo a partir de la yuca dulce (la cual se cultivó primero). La yuca amarga se usa después de eliminarle (mediante un procedimiento especial) el ácido cianhídrico y tiene la ventaja de poder conservarse mejor y por más tiempo que la dulce (Rogers, 1963; Bonavia, 1992).

**Arqueología.** Las mayores evidencias están en la costa peruana (Tabla 1). También existen evidencias en Chile, México y Panamá. En el Perú, los restos más antiguos corresponden al cañón de Chilca (10 000 A.C.), informados por Engels, aunque Bonavia (1992) y Hawkes (1989) coinciden en que se necesita mayor verificación. Luego están los restos en Ancón-Chillón hace 4 500 años. (Martins-Farias, 1976). En la costa de Chile, Muñoz Ovalle (1982) informa de restos fechados hace 3 500 a 3 700 años. En México, se informa de restos (más antiguos) en el valle de Tehuacán, fechados hace 2 100 a 2 800

años (Callen, 1967). En Panamá (en Gatún), se encontraron granos de polen de yuca, junto a polen de maíz, fechados hace 1 800 años. (Bartlett *et al.*, 1969).

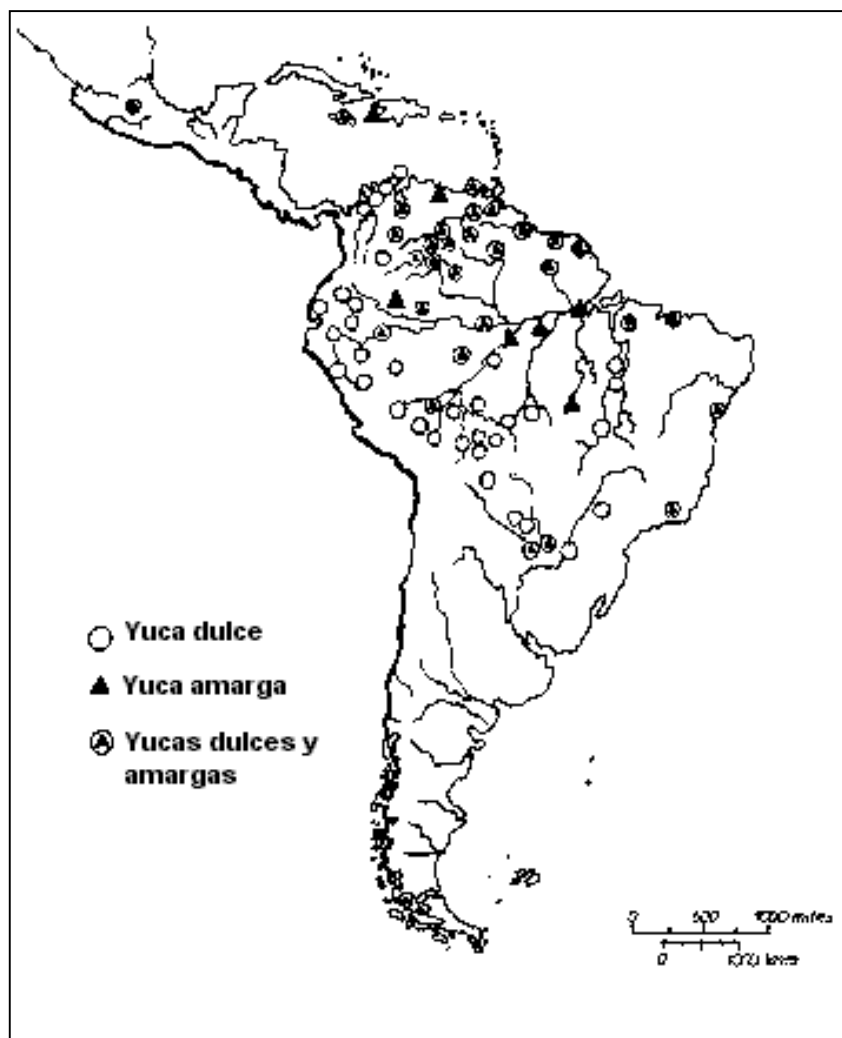


Figura 3. Distribución histórica de cultivares dulces y amargos de yuca, basada en fuentes documentadas (tomado de Reinvoize, 1973).

**Parientes silvestres.** Rogers (1965) sugiere que los parientes más cercanos serían *M. aesculifolia*, *M. pringlei*, y *M. isoloba*, cuya distribución se registra en la Tabla 5. Sin embargo, Rogers (1963) manifiesta que las evidencias indican que, en las áreas de concentración de cultivares, estos se han cruzado con las especies nativas locales y han formado numerosos complejos. Esto ha hecho posible la distribución de cultivares hacia diferentes habitats y ha hecho el cultivo adaptable a una amplia gama de condiciones y usos. Por otro lado, indica que muchas de las especies silvestres de *Manihot*, derivadas de los complejos cultivados, tienen la apariencia de malezas. En este sentido, es importante la hipótesis de Harlan (1961) que sostiene que muchas veces los parientes silvestres (de

las plantas cultivadas) son derivados de los cultivares, antes que los progenitores de éstos. Estas características complican aún más el tema del origen botánico.

**Lingüística.** Los nombres antiguos principales (Tabla 2) provienen de los idiomas antiguos ya sea de Sudamérica (Quechua, Aymara, Mochica), Mesoamérica (Náhuatl, México) y el Caribe (arawak, haitiano).

**Conclusión.** Dado que el género *Manihot* tiene por lo menos dos centros geográficos de especiación: uno que comprende las aéreas secas del oeste y sur de México y parte de Guatemala y el otro, la parte seca del noreste de Brasil, dadas también las evidencias arqueológicas y lingüísticas y, mientras no existan mayores elementos, se postula dos centros principales de origen: Mesoamérica y el noreste de Brasil.

## Camote [*Ipomoea batatas* (L.) Lamarck]

**Historia y propuestas sobre el origen.** Las primeras referencias de la planta corresponden a Colón en 1492 y también a Fernández de Oviedo, quien la describió en 1526, en la isla Española. Se conoce además que a la llegada de los españoles, el cultivo estaba extendido en toda Sudamérica y Centroamérica (Latman, citado por Montaldo (1994); Austin (1987).

Los españoles lo introdujeron a Europa y lo dispersaron hacia China, Japón, Malasia y las islas Molucas. Los portugueses lo llevaron a la India, Indonesia y África. La planta fue introducida a la Polinesia antes de Magallanes y de allí fue dispersada al resto del Pacífico. La evidencia de la introducción del camote antes de Magallanes hacia la Polinesia es evidenciada por la reconstrucción lingüística de la palabra Kumara (para designar al camote) en proto-polinesio (Tabla 2). Esta palabra ha sido empleada para mostrar el contacto directo entre polinesios y poblaciones andinas de habla quechua. Aparentemente, la palabra es un reconstruido proto-polinesio introducido hacia el quechua. La evidencia lingüística, cuando se combina con la arqueológica sugiere que la planta arribó ya sea al área de Fiji, hace cerca 500 A.C. (la alternativa más temprana y más radical) o en el grupo de las islas Samoa por cerca de 1 D.C. (probabilidad mayor) o en las islas Marquesas por aproximadamente 400 D.C. (O'Brien, 1972).

Vavilov (1951) citado por Montaldo (1994) consideró que el camote se originó en la región comprendida entre el sur de México, Guatemala, Honduras y Costa Rica. Por su parte, O'Brien (1972) considera que el camote tiene su origen en algún lugar de Centro América o el noroeste de Sudamérica, cerca de 3 000 A.C., como parte del desarrollo de la agricultura de raíces del bosque tropical. Posiblemente se originó como un híbrido o a través de alteraciones cariotípicas de una planta desconocida del género *Ipomoea*.

Austin (1987) considera que la edad estimada por O'Brien y otros para camote, por lo menos debe ser duplicada; es decir, que es mucho más antiguo. Esto a la vez, concuerda con los hallazgos de camote, en la costa peruana que datan de 8 000 a 10 000 años. En este sentido, concuerda con Yen (1974), quien considera que el camote puede estar entre las primeras plantas domesticadas del mundo.

**Arqueología.** Los restos más antiguos de camote fueron reportados de Tres Ventanas, en el cañón de Chilca, por Engel (1970, 1984), fechado 10 000 ± 170 B.P. (identificados por Yen, 1970). Pero igualmente, Bonavia (1992) y Hawkes (1989) coinciden en que estos requirieron confirmación.

Ningún material de la planta ha sido descubierto en sitios arqueológicos de México y solamente hay evidencias indirectas (inferenciales) de Centroamérica. Esto conduce a confirmar la hipótesis del origen sudamericano.

**Parientes silvestres.** Austin (1987) dice que las dos especies más cercanamente relacionadas son *I. triloba* y *I. trifida* (Tabla 5). Hasta los tiempos poscolombinos *I. triloba* fue mayormente una especie antillana aunque probablemente alcanzó tierra firme cerca a Yucatán y Trinidad. Contrariamente, *I. trifida* fue una especie circuncaribeña confinada a tierra firme y probablemente fue introducida a Cuba en tiempos históricos. Los extremos de sobreposición entre estas dos taxa serían la península de Yucatán de México y la desembocadura del Orinoco en Venezuela (Figura 4).

Actualmente, la mayor variabilidad del camote se presenta en el Perú (172 variedades), Guatemala (160 variedades) y Colombia (115 variedades).

La hipótesis de Austin (1987) es que proto-chibchas, chibchas o poblaciones influenciadas por los chibchas, descubrieron el camote y lo llevaron a cultivo. Por lo menos 2 500 A.C. el cultigen ya estaba distribuido en casi todos los límites de Centroamérica y Sudamérica. Los mayas y los incas habrían tomado la planta y producido nuevas líneas mejor adaptadas a las condiciones locales.

**Lingüística.** Los nombres de cumara, kumara y otros derivados, provienen del Quechua. Apichu proviene del Aymara. El nombre de camote proviene del Náhuatl (camotli) palabra que según Rogers (1963) servía para nombrar a toda raíz alargada. Los nombres kumar, kumala, provienen del polinesio, incorporado después al Quechua (O'Brien, 1972).

**Conclusión.** El camote probablemente se originó en el norte de Sudamérica con un centro primario de diversidad en la parte norte del Perú, Colombia y Ecuador y dos centros secundarios, uno al sur del Perú y otro en Centroamérica.

Tabla 5. Parientes silvestres de las raíces andinas cultivadas

Especie	Parientes silvestres		Otras zonas de distribución de parientes cercanos	Referencia
	Más cercanos	Distribución		
<i>Manihot esculenta</i>	<i>M.aesculifolia</i> , <i>M.pringlei</i> <i>M. isoloba</i>	Sur de México, Guatemala Sur de México, Guatemala	Noroeste de Brasil Noroeste de Brasil	Rogers, 1965 Rogers, 1965
<i>Ipomoea batatas</i>	<i>I. triloba</i> , <i>I. trifida</i>	Antillas, Yucatán (México) Trinidad, Caribe	Centroamérica, Sudamérica	Austin, 1987 O'Brien, 1972
<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	<i>A. equatorialis</i> , <i>A. andina</i>	Ecuador, Perú, Bolivia		Macbride, 1937; Herrera, 1941; Constance, 1949 Brako y Zarucchi, 1993
<i>Mirabilis expansa</i>	<i>M.prostrata</i>	Perú (CA,LA,LL,PI,LI,JU,CU)	Ecuador, Bolivia, Chile, Argentina	Macbride, 1937; Herrera 1941; Brako y Zarucchi, 1993
<i>Canna edulis</i>	?	?	Perú y otros países	Brako y Zarucchi, 1993
<i>Smollanthus sonchifolius</i>	?	?	Perú	Brako y Zarucchi, 1993
<i>Lepidium meyenii</i>	?	?	Perú, Ecuador, Chile, México Venezuela	Macbride, 1938; Brako y Zarucchi, 1993 Macbride, 1938
<i>Pachyrhizus ahipa</i>	<i>P. tuberosus</i> ** <i>P. panamensis</i> <i>P.ferrugineus</i> <i>P.erosus</i> **	Sudamérica (Cuenca Amazonas) Panamá, Colombia, Ecuador Colombia, México, Centroamérica México, Centroamérica		Sorensen, 1990 Sorensen, 1990 Sorensen, 1990
<i>Xanthosoma sagittifolium</i>	?	Perú		Sorensen, 1990 León, 1987

?= Desconocido, \*\* cultivadas

CA = Cajamarca, LA = Lambayeque, LL = La Libertad, AN = Ancash, PI = Piura, LI - Lima, JU= Junín, CU= Cuzco

Fuente: Seminario, 1996, con base en los autores mencionados.



Figura 4. Hipótesis sobre el origen del camote (*Ipomoea batatas*) en el neotrópico. Las áreas delineadas contienen el número de especies relacionadas con camote. Los puntos en negro indican los límites de contacto probable entre los dos grupos de parientes hipotéticos, de los cuales se habrían originado. D indica la región geográfica de mayor diversidad de camote y d muestra las dos áreas que siguen en diversidad (tomado de Austin, 1987)

### Achira (*Canna indica* L. = *Canna edulis* Ker-Gawler)

**Historia.** La primera mención de achira fue dada por el español Diego Palomino, un capitán del ejército de Pizarro (Espada, 1965). En una comunicación de 1549, él anota que la achira era una de las cuatro raíces cultivadas por los residentes del valle de Chuquimayo, las otras eran camote, yuca y racacha. Además, reporta el cultivo, en la misma área, del maíz, guayaba (*Psidium guajava* L.), caimito (*Chrysophyllum cainite* L.), lúcuma (*Lucuma bifer* Mol.) y jagua (*Genipa americana* L.).

Mateos (1956) refiere que Bernabé Cobo, en 1609, hace la primera descripción de achira, después de un viaje al Cusco, de la siguiente forma:

*"En Quechua o sea el lenguaje general del Perú, el nombre achira es usado para una planta cuyas raíces sirven para sostener a los indios... Tiene flores rojizas, muy bellas, y cerca a éstas están las pequeñas cabezas o vainas, que cuando son inmaduras, se parecen a fresas. La raíz es grande y blanca como un nabo, pero no tan tierna como éste".*

Posteriormente, las referencias a la achira no son frecuentes. Ugent *et al.* (1984) dicen que fue citada por Ruíz y Pavón en *Florae Peruvianae et Chilensis*. Sin embargo, señalan que los autores la confundieron con *C. indica* L. una especie relacionada pero de crecimiento más bajo, que sostiene flores rojas más brillantes. No fue sino hasta 1823 que fue reconocida como una especie distinta por Ker-Gawler, quien la llamó *C. edulis*. Este nombre fue retenido por Kranzlin (1912) en su monografía sobre el género. Sin embargo, como no todos los botánicos sudamericanos conocían o estuvieron conscientes del trabajo sistemático de estos dos autores europeos, el nombre científico equivocado se siguió usando por algún tiempo después. Hoy se acepta que *C. indica* L. y *C. edulis* Ker Gawler, son sinónimos (Brako y Zarucchi, 1993).

Vavilov (1935) propuso que achira se originó en algún lugar de los Andes centrales. Herrera (1942a,b) sugiere las montañas del sur del Perú como el lugar más probable para la domesticación de la especie, mientras Cohen (1978) está a favor de la costa desértica norte.

Gade (1966), al igual que Sauer (1952), opta por un origen más al norte, en el bosque lluvioso o las montañas de Colombia.

## **Ideas de Gade (1966) sobre achira**

De las varias áreas de origen sugeridas, solamente la costa árida peruana muestra evidencias arqueológicas, donde las condiciones ecológicas la excluyen de ser una planta silvestre. Materiales secos de achira, que incluyen rizomas, escamas foliares y hojas han sido encontradas por Bird (1948) en Huaca Prieta de Chicama, pertenecientes al nivel precerámico temprano, fechado 2 500 A.C. Towle (1961) ha identificado restos de achira para el periodo cerámico más tardío en varios sitios de la costa central y sur, y vasijas moldeadas con la forma de rizomas de achira han sido descubiertas en la cultura Chimú (costa norte) y la cultura Nazca (costa sur).

Por el hecho de que Sudamérica es un centro de especiación de achira y por la total falta de restos arqueológicos de la planta en Mesoamérica, es más probable un origen sudamericano. Una opinión señala que el centro de domesticación está en o cerca al área tropical de Colombia, donde existe una tradición muy antigua de cultivo de raíces. Sin embargo, el centro también puede estar más cerca a los bordes del bosque tropical. Desde este probable centro de origen puede haberse difundido muy tempranamente a través de los Andes, a la costa occidental, hasta el norte de Chile (Figura 5).

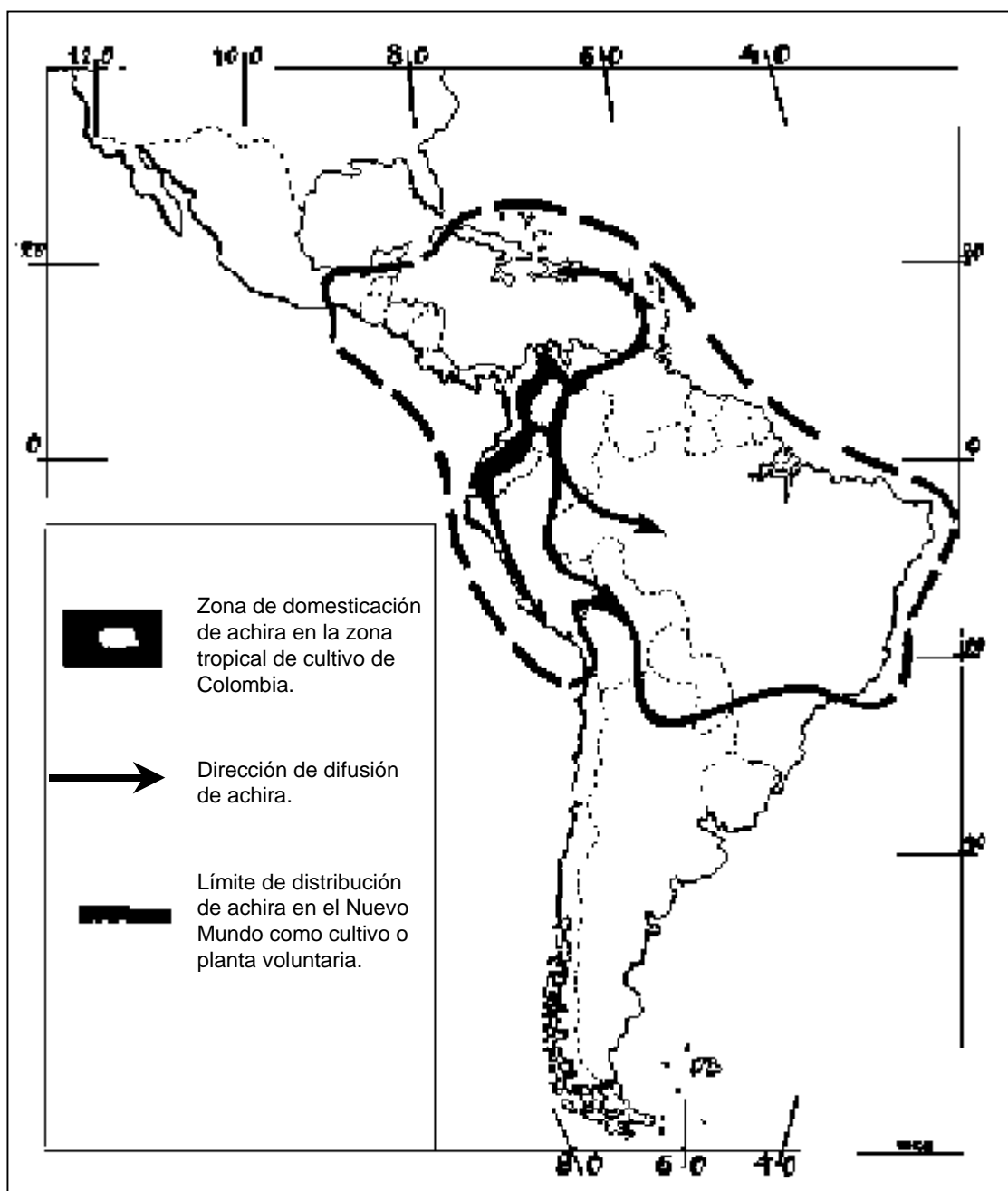


Figura 5. Area de domesticación y distribución de achira (Fuente: Gade, 1966).

La subsecuente difusión hacia el sur, a lo largo de los Andes orientales, puede haber estado acompañada de la migración de pueblos de habla arawak. Los caribes pueden haber llevado la planta hacia las Indias Occidentales desde la costa norte del continente. Parece probable que la achira, la cual se distribuyó hacia la parte subtropical en los valles de los Andes orientales, fue llevada desde el Amazonas, más que desde la costa oeste.

Empezando el siglo XI, los incas probablemente dieron a la planta una mayor importancia, al igual que a otras plantas bajo su cuidado. Latchman (1936) indica que los incas sembraron achira sobre los bancos de las acequias de irrigación (donde también puede haber sido planta voluntaria) y por el cultivo intensivo desarrolló rizomas gruesos. La achira es casi puro almidón, pero no es una planta productivamente muy eficiente. Es difícil comprender cómo puede haber sido un artículo alimenticio principal, debido a su baja competitividad frente a cultivos más nutritivos, más palatables y más productivos, como yuca, arracacha, uncucha y posteriormente maíz. Su importancia relativa mayor en el espacio-tiempo puede haber sido en la etapa de agricultura incipiente, en la costa occidental peruana, antes de la introducción de yuca y maíz (Gade, 1966).

## **Ideas de Ugent *et al.* (1984) sobre achira**

Una de las principales evidencias de la antigüedad de achira en el Perú es el registro arqueológico. Representaciones fitomórficas en arcilla, así como restos actuales de la planta, solamente se conocen en el Perú. Esta especie no está representada en ninguna forma en los restos arqueológicos conocidos de Colombia, ni es mencionada en los códices aztecas o representada en el arte maya. Si fue cultivada en otras áreas del nuevo mundo antes de la llegada de los españoles, su cultivo probablemente fue de mucha menor importancia. Esto es reforzado por el hecho de que los cronistas del siglo XVI no toman nota de su cultivo en ninguna parte del nuevo mundo, excepto en los Andes Centrales.

Otra confirmación del hogar original de esta especie viene del campo lingüístico. La palabra "achira", como es puntualizado por Herrera (1934), es un antiguo nombre quechua para la achira comestible. El uso de este nombre se amplió a través de los Andes de Sudamérica, en toda la región del dominio de los incas. En Centroamérica y las Indias Occidentales, la planta es conocida por un nombre de origen inglés, francés o español.

Finalmente, la región peruana, como fue reconocida por Vavilov (1935) representa tanto un centro de abundancia y un centro de diversidad para la achira. El cultivo de esta planta es más amplio a lo largo de la costa y las montañas del país. Además, sólo en Perú es donde esta especie es cultivada en plantaciones de suficiente área constituyendo un cultivo comercial (Sauer, 1950; Gade, 1966).

Dado un origen peruano para esta especie, entonces las siguientes interrogantes a ser contestadas son: ¿En cuál zona de vida del país fue domesticada? ¿Fue en el bosque tropical húmedo o en las altas montañas? ¿O fue quizá a lo largo de la costa muy árida?

Una respuesta parcial a estas preguntas puede ser encontrada en los actuales requerimientos de la achira. En todo el rango natural de esta especie, las colectas de plantas silvestres mayormente se han hecho de los límites del matorral húmedo. Ella no ocurre en las áreas densamente forestadas, ni es usualmente encontrada en ambientes fríos o extremadamente áridos.

Sin embargo, las áreas de Perú donde tales matorrales ocurren actualmente no son necesariamente los mismos que en el pasado. En efecto, como ha sido puntualizado por

Bender (1975), Lanning (1967) y Vuilleumier (1971), en los últimos 20 000 años, han ocurrido cambios muy profundos en la apariencia de la tierra. El nivel del mar en el tiempo del Pleistoceno Tardío, por ejemplo, estuvo entre 66 a 133 m más bajo que hoy. Como resultado, la línea de la costa del Perú estuvo 100 km más hacia el oeste (Richardson, 1980).

Además, si se toma en cuenta el derretimiento del hielo en el Pleistoceno, veremos que probablemente, parte de la costa norte, hoy día verdadero desierto, fue una sabana de césped y árboles, que sostenía rebaños de mastodontes, caballos y camélidos. Coincidentemente, este último evento sucedió entre 9 000 y 8 000 A.C., que corresponde al periodo dado por Engel (1970) para la aparición de las primeras plantas cultivadas en Sudamérica (Ugent et al., 1982). Gradualmente, la costa del Perú llegó a ser más seca y la distribución actual del desierto se logró hace cerca de 4 000 A.C.

Indudablemente, la ocurrencia de la sabana a lo largo de la costa norte fue atractiva para los primeros visitantes humanos del área. La particular combinación de océano, tierra con pastos, matorral y tierra de maderas, que estuvo disponible para los primeros hombres, probablemente hizo fácil la tarea de procurarse alimento y habitación. Aquí, el hombre contó con vida marina y animales de caza y numerosas plantas silvestres y malezas, para su recolección, incluyendo posiblemente los progenitores de la moderna achira, camote, yuca, cucurbitáceas, ají, algodón, y pallar.

Desdichadamente, conocemos poco acerca de los primeros habitantes del Perú. Si los asentamientos o poblaciones existieron en el Pleistoceno, sus ruinas hoy día estarán sumergidas bajo varios cientos de pies bajo el agua. Además, en las áreas de tierra adentro, donde las tierras de sabana persistían, el clima fue probablemente muy caliente y muy húmedo para permitir la conservación de restos de plantas.

Sin embargo, en cuevas localizadas en las elevaciones más altas de los Andes, Engel (1970) y MacNeish (1971) encontraron evidencias de ocupación humana en el centro del Perú fechadas 10 000 y 20 000 años respectivamente.

Dada la alta y diversa combinación de fuentes disponibles para los primeros hombres a lo largo de la costa del Perú, esta área bien puede haber servido como un centro principal de domesticación de plantas y animales. Con el advenimiento de la agricultura primitiva en Sudamérica, la cual se inició cerca de 8 000 A.C. (Bender, 1975), la achira y otras especies de plantas silvestres fueron probablemente llevadas a cultivo, en muchas áreas claras, ofrecidas por la sabana de la región costa. Cuando la tierra llegó a ser muy árida para la agricultura, unos 4 000 años después, estas plantas sin duda ya estaban en camino hacia la domesticación. Posteriormente, cuando la sequía a lo largo de la costa se incrementó en intensidad, y conforme el nivel del mar empezó a subir, la región de agricultura gradualmente cambió más al este, siguiendo en muchos casos, las planicies de los valles, los cuales están ahora mayormente rodeados por desierto. Poco tiempo después de esto, aparecieron las técnicas de irrigación (Pozorski y Pozorski, 1979) y los oasis donde la achira y otras plantas nativas fueron desarrolladas.

La ocurrencia de un registro arqueológico muy rico de plantas cultivadas en uno de los desiertos más secos del mundo, debe ser mejor entendida en términos del pasado geológico y los eventos climáticos. Aunque la costa peruana no se mantiene hoy como un

centro principal de genes de plantas cultivadas, el argumento del autor es que el área funcionó de esta manera, en el pasado geológico, no muy lejano.

**Parientes cercanos.** La sistemática de *Canna* es todavía confusa. Se han propuesto desde 51 especies para el género (Kranzlin, 1912), hasta menos de 10. Para el Perú, en el catálogo de angiospermas de Brako y Zarucchi (1993), se consideran ocho especies: *C. bangii*, Kranzlin, *C. flaccida* Salisbury, *C. glauca* L., *C. indica* L., *C. iridiflora* R. y P. (endémica en Perú), *C. jaegeriana* Urban, *C. paniculata* R. y P. y *C. tuerckheimii*.

En este tratado además se considera que la achira cultivada (comestible) sería *C. indica* L., con su sinónimo *C. edulis* Ker-Gawler. Se conoce que Linneo entre 1732-1738, con base en un ejemplar de las Antillas, identificó la achira comestible, como *C. indica* (el nombre alude a la procedencia, Indias Occidentales). Poco después, Ker-Gawler la describió como *C. edulis* (considerando que el nombre era más apropiado por el carácter alimenticio de los rizomas) (Leiva, 1964).

Se deben diferenciar dos grandes grupos: las llamadas achiras ornamentales que han sido manipuladas genéticamente desde el siglo pasado (a principios de este siglo habían ya 1 000 híbridos) y se sabe que la base genética para su mejoramiento han sido cinco especies: *C. glauca*, *C. indica*, *C. iridiflora*, *C. warszewiczii* y *C. flaccida*.

El segundo grupo lo constituyen las achiras comestibles, que no han sufrido manipulación. En este último caso, los cultivares que existen son primitivos y han evolucionado bajo domesticación, habiéndose generado tipos diploides y triploides.

**Conclusión.** Las evidencias históricas, arqueológicas y lingüísticas, hacen que nos inclinemos por un origen peruano. Además, tomando en cuenta las ideas de Ugent *et al.* (1984), se puede postular la costa norte peruana como el área de domesticación de la planta. Sin embargo, quedan interrogantes por resolver, relacionadas con los parientes más cercanos y sus ancestros.

## **Ahipa [*Pachyrhizus ahipa* (Weddell) Parodi]**

**Historia.** Existen suficientes evidencias que *P. ahipa* fue conocida y cultivada en tiempos precolombinos. Esto lo confirmarían los manuscritos de Oviedo (1535).

Yacovleff (1933) dice, con el nombre jíquima, las crónicas mencionan al *Pachyrhizus* como una de las plantas cultivadas por los aborígenes, y dejan entender que no era rara. El autor cita al Padre José Acosta (1590) quien refiriéndose a las raíces que se dan en las Indias dice:

*"...Además de las papas, que son lo principal, son ocas, yanaocas, camotes, batatas, jíquimas, yucas, cochucho, cavi, totora, maní y otros cien géneros que no me acuerdo. De aquellas raíces que dije, algunas son comida ordinaria, como camotes, que asados sirven para regalo, como el cochucho, que es una raicilla pequeña y dulce, que algunos suelen confitarla para más golosina; otras sirven para refrescar, como jíquima, que es muy fría y húmeda; y en verano, en tiempo de estío refresca y apaga la sed; para substancia y mantenimiento, las papas y ocas hacen ventaja..."*

Continúa diciendo Yacovleff, una descripción detallada de la planta la debemos al jesuita Bernabé Cobo (1663):

...*"La Xiquima es una raíz tan gruesa por la cabeza como la pierna, de hechura de nabo, muy corta en proporción de su grosor, porque no tiene de largo más de un palmo y se remata en punta; por de fuera es parda, y por de dentro blanca, con unas pintas rojas como jaspeada, muy aguanosa y dulce. Las ramas de esta planta se extienden por la tierra, echa unos vastaguillos como juncos; las hojas son de tamaño de las de la malva, con tres puntas hendidas; las semillas que da son unos granos como frisoles, encerrados en unas vainillas de habas. Comida cruda esta raíz sirve de fruta, y en tiempo de calor refresca mucho porque es de temperamento frío y húmedo. Su zumo se aprovecha contra el ardor de gota y contra la inflamación caliente, y si al zumo se añade azúcar y se bebe seis onzas de ello en ayunas, quita el ardor de la orina y templá los riñones y es contra la itiricia y calenturas. Llaman los españoles a esta raíz Xiquima, en el Perú, y en Nueva España Xicama, que en las lenguas gentilicias del Perú se dice Asipa, en quechua y Villu en Aymara..."*

**Arqueología.** Existen diversas referencias de ajipa, en general en sitios arqueológicos del Perú, tanto de restos de planta como de cerámica de diversas culturas. Pero existe incertidumbre en cuanto a la determinación de la especie. Por ejemplo, Yacovleff (1933) considera que las representaciones de la planta en Nazca pertenecen a *P. tuberosus*. Llega a decir que esta especie sería la única leguminosa que se cultiva por sus raíces tuberosas. Menciona a *P. erosus* como originaria de México (sin presencia en Sudamérica). También menciona *P. palmatilobus*, muy semejante a *P. erosus*, pero de foliolos muy hundidos y de los cuales también se comen sus raíces. En ningún momento menciona *P. ahipa*.

Towle (1961) informa de una raíz bien conservada de *P. ahipa* en Necrópolis, Paracas (horizonte temprano).

Sorensen (1990), que revisó el género, considera que el *Pachyrhizus* del que habla Yacovleff es *P. ahipa*. De igual forma, considera que las referencias de *Pachyrhizus* dadas por O'Neale y Whitaker (1947) y Brucher (1977) se refieren a *P. ahipa*. Considera además, que la distribución de *P. ahipa* está en Bolivia y Perú, en valles entre los 1 500 a 2 500 m. En cambio, *P. tuberosus* se distribuye en la cuenca amazónica de Sudamérica. Si esto es así, debemos tomar en consideración lo que dice Yacovleff (1933) en uno de sus párrafos: *"En el Perú, ha sido encontrada por Weberbauer, en los contrafuertes occidentales de los Andes, cerca de Frías, en la provincia de Ayabaca, departamento de Piura (bajo 5 grados latitud sur) a 1 600 - 1 700 msnm. Es una mata voluble con flores azules"*. Más adelante dice que interrogó personalmente a Weberbauer sobre el particular (en enero de 1931) y él le dijo que había visto la planta sólo en la provincia de Ayabaca, donde se la cultiva con el nombre de Jíquima, aunque sólo esporádicamente, por su raíz comestible. En México y Centroamérica no se han encontrado restos arqueológicos de *Pachyrhizus*, a pesar que *P. erosus* se considera nativa de esta región.

**Parientes silvestres.** *P. ahipa*, no ha sido registrada al estado silvestre, sino, sólo cultivada. Orting *et al.* (1996), indican que es cultivada esporádicamente en Bolivia y en las provincias de Jujuy y Salta en Argentina. Indican también que probablemente se cultiva en Perú, en los alrededores de Tarapoto. Sus parientes son además de *P. tuberosus* y *P. erosus*, que también son cultivadas, pero en ámbitos diferentes (México, Centroamérica); *P. panamensis* (en Panamá, Colombia, y Ecuador); *P. ferrugineus* (en Colombia, México y Centroamérica), que si son silvestres pero en ámbitos disímiles (Figura 6).

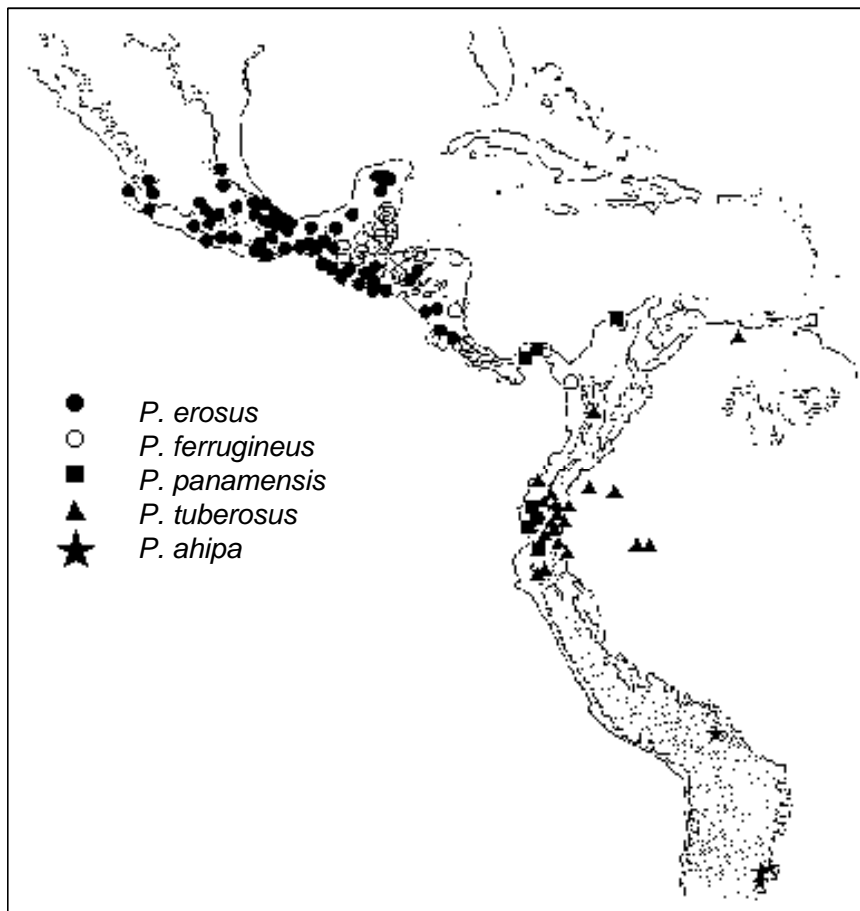


Figura 6. Distribución del género *Pachyrhizus* en el neotrópico (Reproducido de Sorensen, 1988).

**Lingüística.** Cobo indica que el nombre aborigen en el Perú era asipa y que la voz jíquima fue traída por los españoles desde América Central, donde la planta se llamaba jícama, que según Standley es de origen Náhuatl (México).

**Conclusión.** *P. ahipa* sería un verdadero cultigen, que no tiene parientes silvestres y cuyo origen debe ser encontrado entre Bolivia y Perú.

## Yacón [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Robinson]

**Historia.** El primer registro escrito sobre yacón pertenece al cronista Padre Bernabé Cobo, quien en 1653 (libro IV, cap. XVI:365-366) dice: "cómense crudas por frutas y tienen muy buen sabor, y mucho mejor si se pasan al sol. Es maravillosa fruta para embarcada, porque dura mucho tiempo. Yo la he visto llevar por mar y durar más de veinte días y respecto de ser tan zumosa, se ponía más dulce y refrescaba mucho en tiempo de calor" (Zardini, 1991). Soukup (1970) recoge otra parte de este escrito que dice: "...suélese cortar en ruedas y preparar de la misma suerte que el cardo con su pimienta y naranja, y de esta manera se parecen algo en el sabor al cardo". Según Soukup con el nombre de cardo se refiere a *Cereus sp.*

Yacovleff (1933) cita a Cook (1916) quien informa que entre las plantas que se cultivaban en la meseta boliviana (1915) están el yacón (*Polymnia sobnchifolia* Poepp. y Endl.) y la ajipa (cacara). Seguidamente el autor (Yacovleff) dice que yacón es actualmente una planta serrana, que se encuentra en casi todos los fardos funerarios de Paracas y que no hay razón para creer que era traída a la costa desde la sierra. El propone que los antiguos habitantes de la costa han cultivado tanto yacón como *Pachyrhizus*, dado que las dos especies tienen similares exigencias climáticas.

En tiempos más recientes, se conoce que en Salta (Argentina) existía una vía que llevaba el nombre de Yacones, lo que indicaría la significación cultural de la planta en esta región (Cárdenas, 1961; Zardini, 1991).

**Arqueología.** En el Perú, se han encontrado reproducciones moldeadas de raíces como parte de un vaso prehistórico, figuras de raíces en los diseños bordados de la cultura Nazca y raíces en los fardos funerarios de la cultura Paracas (Safford, 1917; O' Neale y Whitaker, 1917; Yacovleff, 1933).

En Argentina se han registrado restos arqueológicos de raíces en Pampa Grande, Las Pirguas, Guachipas, provincia de Salta, asociados con la cultura Candelaria, la cual se desarrolló entre 1 - 1000 A.D., en el noroeste de Argentina. Estas raíces estaban asociadas con restos de *Phaseolus lunatus* L., *Phaseolus vulgaris* L., *Prosopis* cfr. *alba* Griseb., *Geoffroea decorticans* (Hook & Arn.) Burkart, *Cucurbita andreana* Naud., *Lagenaria siceraria* (Mol.) Standl., *Zea mays* L., y *Dioscorea sp.*

**Parientes silvestres.** No se conoce todavía cuáles serían las especies más cercanas a *S. sonchifolius* (Tabla 5). Existen varias especies conocidas con nombres de yacón de campo o yaconcillo, pero no han sido identificados plenamente.

En el caso peruano, existen seis especies del género (Brako y Zarrucchi, 1993), dentro de las cuales deben encontrarse los parientes más relacionados: *S. fruticosus* (Bentham) H. Robinson, *S. glabratus* (D.C.) H. Robinson, *S. jelskii* (Hieronymus) (conocida como shita en Cajamarca), *S. parviceps* (S. F. Blake) H. Robinson, *S. raparius* (H.B.K.) H. Robinson, *S. siegesbeckius* (D. C) H. Robinson.

**Lingüística.** Los nombres antiguos (Tabla 2) de lacjón, llacón, yacón, lakuma, yakuma, pertenecerían al Quechua (yakku = insípido, unu = agua) y yakuma, aricoma o aricona, pertenecerían al Aymara (Horkheimer, 1973; Soukup, 1970; National Research Council,

1989; Zardini, 1991). En Ecuador, recibe el nombre de jícama y jíquima, lo cual se puede interpretar como una confusión con la ajipa (*Pachyrhizus*), por el parecido en la forma de la raíz y en el uso.

**Conclusión.** Dado que su distribución antigua va desde Venezuela hasta el norte Argentino, su origen debe encontrarse en este ámbito. Sin embargo, se puede sugerir un origen peruano, dadas las evidencias arqueológicas, lingüísticas y botánicas (mayor número de especies del género). Se requiere mayor investigación para recoger evidencias de la planta en Ecuador, Bolivia y Argentina.

## Maca (*Lepidium meyenii* Walpers)

**Historia.** Los visitantes españoles Vásquez Espinoza alrededor de 1598 y Cobo entre 1603-1629 dan descripciones de la planta y sus usos. Por su parte H. Ruíz, como parte de la Royal Spanish Botanical Expedition en 1777-1778, encontró la planta en cultivo cerca al lago de Junín y da una corta nota sobre su utilización (León, 1964). Rea (1992) recoge las siguientes referencias históricas: En la visita efectuada en 1549 en la zona de Junín, se menciona que el encomendero Juan Tello de Soto Mayor recibió "frutos" de maca como tributo y que la utilizaban para mejorar la fecundidad del ganado de Castilla. De igual manera, en la visita a la zona de Huánuco de 1572 se indica que los chinchaycocha utilizaban la maca como medio de trueque desde la época inca, porque en sus tierras no se daba otro cultivo.

León (1964) dice que en las publicaciones etnobotánicas posteriores, tales como Cook (1925), Yacovleff y Herrera (1934-1935), Towle (1961) y Horkheimer (1960) la planta no es mencionada. El autor, asimismo, resalta el hecho que sólo es mencionada ligeramente por Middendorf (1890), Vavilov (1957), Bukasov (1930) y Hawkes (1947)

**Arqueología.** Ninguna evidencia arqueológica se conoce hasta el momento. Se requiere mayor investigación en este campo.

**Parientes silvestres.** Macbride (1938) y Brako y Zarucchi (1993), indican las siguientes especies de *Lepidium* para el Perú y otros países andinos:

*L. abrotanifolium*: Perú (Lima, Junín), Bolivia y Ecuador. *L. aletes*: Perú (Arequipa, Tacna; Sudamérica). *L. bipinnatifidum*: Perú (Ancash, Puno, Arequipa, Huánuco, Cusco, Lima, La Libertad, Cajamarca-Tambillo-Cutervo- Nancho); Bolivia y Colombia. *L. chichicara*: Perú (Ayacucho, Puno, Arequipa, Lima, Cajamarca-Cutervo) y Bolivia. *L. cyclocarpum*: Lima, Arequipa. *L. Meyeni*: Puno, Moquegua. *L. raimondii*: Cajamarca (Cascas), La Libertad. *L. subvaginatum*: Perú (Cajamarca-Cutervo) y Chile. *L. virginicum*: Perú (Lima, Moquegua, Piura, Cajamarca-Cutervo); México y Venezuela. *L. walpersii*: Perú (Puno) y Bolivia. *L. weddellii*: Perú (Lima, Ancash); y Bolivia. *L. depressum*: Junín. *L. kalenbornii*: Ayacucho. *L. peruvianum*: Junín, Pasco. *L. pubescens*: Lima.

Dentro de estas especies debe buscarse los parientes más cercanos o los ancestros de la maca cultivada. Chacón (1990) ha propuesto el cambio de la maca cultivada a *L. peruvianum*, basado en observaciones morfológicas. En este mismo sentido, Quiroz *et*

al. (1996) justifican este cambio basado en comparaciones de maca cultivada con especímenes de herbario depositados en los herbarios de UC Berkeley, Frei U. de Berlín, Javier Prado de Lima y César Vargas de Cusco.

**Lingüística.** Todo indica que los principales nombres con los cuales es conocida y sus variantes pertenecen al Quechua y al español (Tabla 2).

**Conclusión.** Rea (1992) postula que la domesticación de la maca se habría iniciado por lo menos hace 2 000 años, alrededor de la zona de San Blas, departamento de Junín.

## **Uncucha, Gualuza [*Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott]**

**Historia.** Towle (1961) menciona a Herrera y Weberbauer quienes llaman uncucha a las formas peruanas de esta planta, e indica que probablemente la planta era usada antiguamente para hacer chuño. Se piensa que su distribución prehispánica abarcaba desde Perú hasta México (León, 1987).

Plucknett (1976) sugiere que las aráceas pueden haber sido domesticadas hace 4 000 a 7 000 años, aunque no hay evidencias definitivas.

**Arqueología.** Towle (1961) indica que Constatin y Blois descubrieron dos cormos de la planta en un sitio arqueológico del Perú sin indicar la localización. Turner y Miksic (1989) basados en evidencias lingüísticas consideran que los antiguos mayas de Yucatán tuvieron *Xanthosoma* antes de 900 a 1 000 D.C. Otra referencia arqueológica viene de Safford (1917) quien menciona que en materiales precolombinos peruanos, se encuentra un vaso con varios tubérculos creciendo de un tubérculo largo y dudosamente se atribuye a *Xanthosoma*, pero también pueden pertenecer a *Arracacia*.

**Parientes silvestres.** La taxonomía de *Xanthosoma* (con 45 especies asiáticas y americanas) es todavía muy confusa. Hawkes (1989) sostiene que a veces *X. sagittifolium* ha sido considerada como una sola especie o dividida en tres especies, *X. sagittifolium*, *X. violaceum* y *X. atrovirens* (todas diploides, con 26 cromosomas somáticos). León (1987) menciona *X. atrovirens*, *X. caracu*, *X. jacquini*, *X. maffafa* y *X. sagittifolium* como cultivadas, pero dado que su descripción y clasificación de especies no han sido rigurosas, es preferible considerarlas como variedades de una sola especie (*X. sagittifolium*). En el caso de Perú, Brako y Zarucchi (1993) informan de las siguientes especies: *X. brevispathaceum* Engler, *X. fractum* Madison, *X. helleborifolium* (Jacquin) Schott, *X. poeppigii* Schott, *X. pubescens* poeppig, *X. purpuatum* K. Krause, *X. stenopathum* Madison, *X. tarapotense* Engler, *X. trichophyllum* K. Krause; además de *X. sagittifolium*. Son necesarios mayores estudios para aclarar tanto la taxonomía del género, como los ancestros de la especie o especies cultivada(s).

**Lingüística.** El nombre antiguo uncucha que aparece en la etnobotánica precolombina pertenece al Quechua (Horkheimer, 1973).

**Conclusión.** Su cultivo es probablemente muy antiguo y se postula que es originaria del norte de Sudamérica.

## Chago, Miso, Mauka (*Mirabilis expansa* R. y P. Standley)

**Historia.** Las referencias más antiguas como especie botánica provienen de Macbride (1937) quien la registra en Venezuela, además de Cusco (San Sebastián), Junín (Tarma) y Lima (río Blanco), en Perú. Posteriormente, Herrera (1941) la registra en Chile, además de los dos países anteriores.

Sin embargo, el primer informe como planta cultivada aparece en 1965 con J. Rea y J. León. Posteriormente, el primero de los autores en los años 1968 y 1982 emite sendos informes sobre la planta en Ecuador. A fines de la década de los 80, en Cajamarca, tanto el INIA (Franco y Rodríguez, 1991) y la Universidad (Seminario, 1993) publican los primeros informes acerca de los hallazgos y colectas de la especie en la región norte del Perú. Las evidencias de la planta cultivada son cada vez mayores en este ámbito y ello conduce a plantear la hipótesis de un origen y domesticación cajamarquino, y una distribución hacia Bolivia y Ecuador en tiempo de los Incas (Figura 7) a través de migraciones de pobladores, ya sean forzadas o voluntarias (National Research Council, 1989).

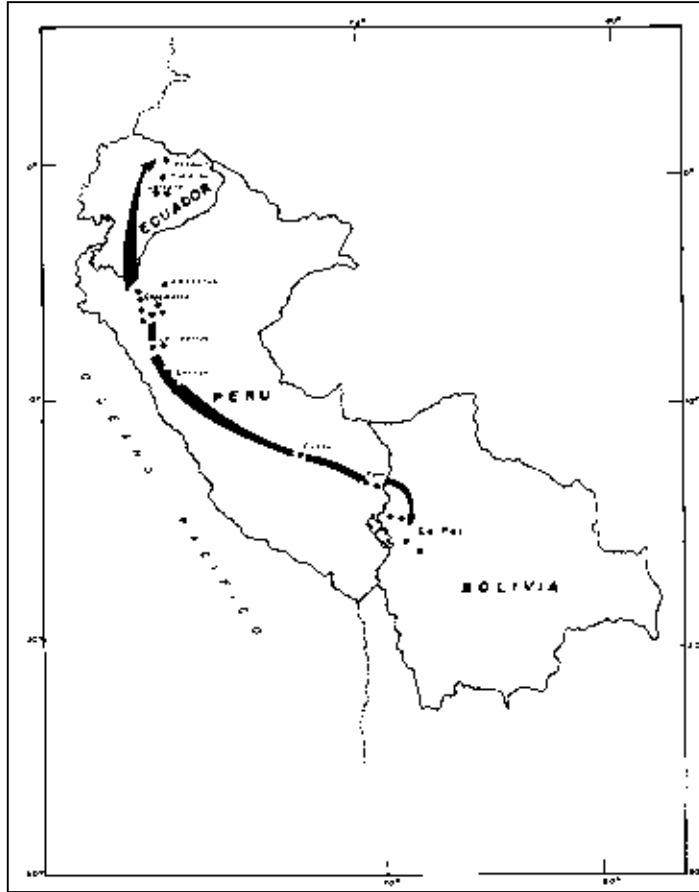


Figura 7. Hipótesis sobre el origen y distribución de *Mirabilis expansa* cultivada. Adaptado de National Research Council, 1989.

Entre 1994 y 1995, se encontró la planta cultivada en Cusco (Gregorio Meza, comunicación personal) y en Sandía, Puno (Vallenas, 1995). Lo cual viene a reforzar la idea de una migración que iría del norte del Perú, hasta la Paz Bolivia y hasta Cotopaxi, Pichincha e Imbabura en Ecuador.

**Arqueología.** No existe hasta la fecha ninguna evidencia arqueológica en el Perú antiguo. Esto amerita estudios cuidadosos para tratar de encontrar alguna evidencia, sobre todo en las culturas del norte.

**Parientes silvestres.** Se considera a *M. prostrata* como uno de los probables parientes cercanos (Tabla 5), el cual crece silvestre y difiere morfológicamente del cultivado en el

sentido de que sus raíces son delgadas, es algo más postrado o más decumbente y la flor es un poco más grande. El color de la flor (lila) es similar a una de las formas cultivadas y crecen en ecologías muy similares.

**Lingüística.** Es conocida con diversos nombres locales, que a la fecha suman catorce (Seminario, 1993).

El nombre mauka pertenece tanto al quechua como al aymara, pero no se conoce el origen de nombres como miso o tazo como es conocido en Ecuador y de chago, arricón o cushpe, como es conocido en el norte peruano. Estos últimos nombres al parecer no pertenecen al Quechua ni al Aymara. Otros nombres son: yuquilla, shalca yuca, yuca de jalca, yuca inca, camotillo, pega pega, arracacha de toro, rábano.

Otras evidencias que se pueden mostrar como prueba de su origen en el norte peruano son la amplitud de su distribución que, a la fecha, suman alrededor de 230 localidades, en 36 distritos y 17 provincias y, la variabilidad morfotípica, que a la fecha suman cuatro morfotipos cultivados.

**Conclusión.** Nos inclinamos más por un origen regional peruano que va desde Ancash, La Libertad, Cajamarca y Amazonas.

### **Arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft)**

**Historia.** Según Hodge (1954) el cronista Oviedo se refiere a la planta de la siguiente manera: " Unas raíces hay tan gruesas como el brazo, e más e menos, e muy semejantes en el sabor e olor e color a las zanahorias, salvo que no tienen aquella médula o tallo de en medio duro como la zanahoria sino todo este fruto o raíz se come muy bien..." Como el autor sostiene, aunque la descripción es breve, pero no deja duda que se trata de la arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft).

Otra breve mención del cultivo de arracacha aparece en 1805 con José María Vargas y que no fue sino hasta 1825 que fue publicada la primera descripción científica de la planta, por Bancroft (Hodge, 1954).

Bukasov (1930) sugiere que el área de origen está en las tierras altas de Sudamérica, porque allí están todas las especies del género que para De Candolle serían doce. También indica que sería la planta cultivada más antigua de esta parte de América y que su cultivo entre los chibchas de Bogotá, habría precedido al de la papa y el maíz. Sugiere también que de ahí habría sido importada al Perú.

En otros casos (Soukup, 1970), se ha sugerido que probablemente se originó en Colombia, donde su mayor producción se realiza entre los 1 700 a 2 500 msnm, en las mismas áreas de la papa y la yuca.

Bancroft citado por Cárdenas (1961) sugiere que Jamaica puede ser el centro de origen de la planta cultivada. Al parecer, su distribución desde épocas precolombinas abarcó desde Venezuela hasta Bolivia (Figura 8)

**Arqueología.** Safford (1917) dice que se encontraron restos de raíces en tumbas del antiguo Perú, sin indicar la localización. Yacovleff y Herrera (1934) ilustran diagramas encontrados sobre vasijas Nazca, que las interpretan como raíces de yuca, pero Hodge (1954) dice que pueden estar representando raíces de arracacha. No se han encontrado evidencias arqueológicas en Colombia, Ecuador, ni México.

**Parientes silvestres.** Constance (1949) considera que las especies cercanamente relacionadas a *A. xathorrhiza* son *A. equatorialis* y *A. andina* (Tabla 5). Indica que las diferencias con la primera están en el fruto y con la segunda en el follaje y los tubos de aceite. La primera ha sido registrada en Cajamarca (Perú) y en Bolivia y la segunda en Perú: Cajamarca, Apurímac, Cusco, Junín y en Ecuador (Mathias y Constance, 1962; Brako y Zarucchi, 1993).

**Lingüística.** Los nombres más antiguos con los cuales es conocida pertenecen al Quechua usado en Perú y Colombia (r'acacha, laqachu, rakkacha, r'aqacha) y al Aymara (r'acacha) (Herrera, 1942; Mejía, 1931). En cambio, el nombre de virraca, con el cual se le conoce en el sur del Perú, es un nombre español (Herrera, 1942). Se requiere recoger mayor información al respecto. Por ejemplo, en el caso de Ecuador, a pesar de existir una antigua tradición por el cultivo, no se registra ningún nombre antiguo. El nombre de zanahoria o zanoria blanca, es español y muy contemporáneo.

**Conclusión.** El origen de Arracacha todavía permanecerá como incógnita, pero se puede postular un origen sudamericano, en el área comprendida entre Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia.

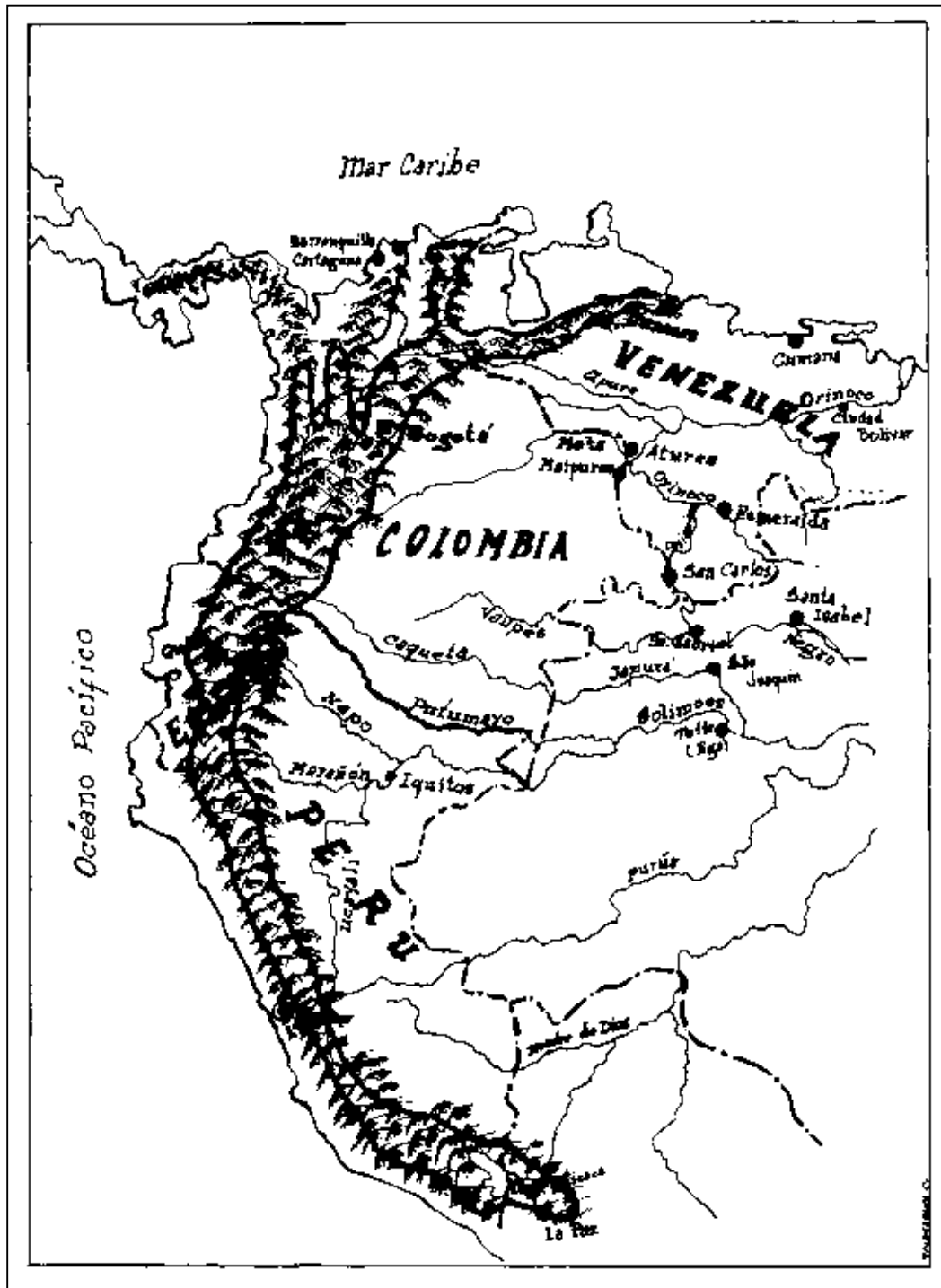


Figura 8. Distribución general de arracacha (*A. xanthorrhiza*) como planta cultivada (Dibujo de Hodge, 1954).

## Referencias bibliográficas

- Austin, D. F. 1987. The taxonomy, evolution and genetic diversity of the sweet potatoes and related wild species. In: International Potato Center. Exploitation, maintenance, and utilization of sweet potato genetic resources. Report of the Sweetpotato Planning Conference. p. 27-59.
- Bender, B. Farming in prehistory: from hunter-gatherer to food-producer. New York : St. Martin's Press, 1975. 268 p.
- Bird, J. 1948. Preceramic cultures in Chicama and Virú. En: Bennett, W. (comp.). A reappraisal of peruvian archaeology. Menasha, Wisconsin: The Society for american archaeology - The Institute of andean research. p. 21-28
- Bonavia, D. 1992. Domesticación de plantas y animales en los Andes Centrales. En: Perú: Presencia e identidad. Comisión Nacional Peruana del V Centenario del Descubrimiento de América.
- Brako, L. and J.L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the flowering plant and gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45:I-XI:1-1286.
- Brücher, H. 1977. Tropische Nutzpflanzen: Ursprung, Evolution und Domestikation. Springer-Verlag, Berlin.
- Bukasov, S. 1981. Las plantas cultivadas de México, Guatemala y Colombia. Traducido de la versión inglesa por J. León. CATIE, Turrialba.
- Callen, E.O. 1967. The first new world cereal. American Antiquity. 32:535-538.
- Chacón, G. 1990. La maca (*Lepidium peruvianum*) Chacón sp. nov. y su habitat. Revista Peruana de Biología 3: 171-272.
- Cobo, B. [1653] 1890-1895. Historia del Nuevo Mundo. Ed. Marcos Jiménez de la Espada. 4 vol. Sociedad de Bibliófilos Andaluces, Sevilla.
- Cohen Mark, N. Archaeological plant remains from the central coast of Peru. Ñawpa Pacha. 1978. 16: 23-50.
- Constance, L. 1949. The south american species of *arracacia* (Umbeliferae) and some related genera. Bulletin of the Torrey Botanical Club. Vol. 76, N° 1: 39-52.
- De Candolle, A. De. 1883. Origine des plantes cultivées. Paris, Francia. G. Bailliere et cie, 377p. [2<sup>nd</sup> ed. 1886].
- Debouck, D. 1995. El convenio internacional sobre diversidad biológica y sus implicaciones para la conservación de recursos genéticos en la zona andina. En: IBTA-PROINPA. Primera Reunión de Recursos Genéticos de Papa, Raíces y Tubérculos Andinos. p. 32-42.
- Engel, F. 1970. Exploration of the Chilca Canyon, Peru. Current Anthropology (USA). 11(1):55-58.
- Gade, D.W. 1966. Achira, the edible canna, its cultivation and use in the peruvian Andes. Economic Botany 20 (4): 407-415.
- Harlan, J. R. 1975. Crops and man. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin.

- Harris, D. R. 1969. Agricultural systems, ecosystems and the origins of agriculture. En: P. J. Ucko & G. W. Dimbleby (eds.) The domestication and exploitation of plants and animals. London: Duckworth. p.3-15.
- Hawkes, J. G. 1969. The ecological background of plant domestication. In: P. J. Ucko; G. W. Dimbleby (eds.). The domestication and exploitation of plants and animals. London: Duckworth. p. 17-29.
- Hawkes, J. G. 1983. The diversity of crop plants. Harvard University Press. Cambridge, Massachusetts.
- Hawkes, J. G. 1989. The domestication of roots and tubers in the American tropics. In: Harris, D.C., Hillman, B. C. (eds.). Foraging and farming. London (UK) Unwin. Hyman. p. 481-503.
- Hawkes, J.G. 1947. On the origin and meaning of South American Indian potato names. Journal of the Linnean Society of London, Botany. 1947. 53(50):205-250.
- Herrera, F. L. 1942a. Etnobotánica. Plantas tropicales cultivadas por los antiguos peruanos. Revista del Museo Nacional (Perú). 11(2):179-195.
- Herrera, F. L. 1942b. Plantas endémicas domesticadas por los antiguos peruanos. Revista del Museo Nacional (Peru). 11(1):25-30.
- Hodge, W. H. 1954. The edible arracacha-a-little known root crop of the Andes. Economic Botany 8 (3): 195-221.
- Horkheimer, H. 1973. Alimentación y obtención de alimentos en el Perú prehispánico. Lima (Peru). Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 187 p.
- IBPGR. 1981. IBPGR working group on the genetic resources of sweet potato. Report. Rome, Italy.
- Khoshoo, T. N.; Mukherjee, I. 1970. Genetic-evolutionary studies on cultivated cannas. VI. Origin and evolution of ornamental taxa. Theoretical and applied genetics 40: 204-217.
- Lanning, E. 1967. Peru before the Incas. New Jersey: Prentice-Hall. 216 p
- Latham, R.E. 1936. La agricultura precolombiana en Chile y los países vecinos. Ediciones de la Universidad de Chile, 336 p.
- Leiva, A. M. 1964. La *Canna edulis* Ker. Boletín del Museo de Historia Natural "Javier Prado" 5(16): 12-23.
- Leon, J. 1964. Plantas alimenticias andinas. Lima (Peru). Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. Zona Andina. 112 p.
- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. IICA, San José, Costa Rica.
- MacNeish, R.S. 1971. Early man in the Andes. Scientific American (USA). ISSN 0036-8733. 224(4):36-46.
- Mateos, F. ét.prél; Cobo, B. Obras del P. Bernabé Cobo de la Compañía de Jesús. Madrid: Atlas, 1956. 515 p
- Mathias, M.E. and L. Constance. 1962. *Arracacia* Bancroft. Pp. 13-19 in Flora of Peru, vol. XIII, Field Museum of Natural History, Chicago.

- Montaldo, P. 1994. La agricultura americana durante el siglo XVI y sus antecedentes. Dirección de Investigación y Desarrollo, Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.
- Mukherjee, I.; Khoshoo, T.N. 1970. Genetic-evolutionary studies on cultivated cannas. I. Variation in phenotype. Proceedings of the Indian National Science Academy, Section B 36:254 – 270.
- Naranjo, P. 1994. Plantas alimenticias del Ecuador precolombino. Pp. 283-303. EN: M. Ríos y H. Borgtoft Pedersen (eds). Memorias del primer simposio ecuatoriano de etnobotánica y botánica económica. Quito, Ecuador.
- National Research Council (USA). 1989. Lost crops of the Incas: Little-known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. Washington, D.C. (USA). National Academy Press. 415 p.
- O'Brien, P. J. 1972. The sweet potato: its origin and dispersal. Amer. Anthropologist 74: 343-365.
- O'Neale, L.M. and T.W. Whitaker. 1947. Embroideries of the early Nasca period and the crop plants depicted on them. Southw. J. Anthropol. 3:294-321.
- Orting B.; W.J. Gruneberg,; M. Sorensen. 1996. Ahipa [*Pachyrhizus ahipa* (Wedd.)] Parodi in Bolivia. Genetic resources and crop evolution 43: 435-446.
- Oviedo y Valdés, G.F. de. 1535. Primera parte de la historia natural y general de las Indias, yslas y tierra firme del mar oceano. Cited from de los Rios, J.A.(ed.), 1851-1855. Imprenta de la Real Academia de la Historia, Madrid.
- Parodi, L. 1935. Relaciones de la agricultura prehispánica con la agricultura argentina actual. Anales de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria de Buenos Aires. Pp. 115-147.
- Pernés, J. 1983. La genétique de la domestication des cereales. Paris, France. La recherche 14 (146): 911-919. Quiroz, C. F.; A. Epperson; L. Hu; M. Holle. 1996. Physiological studies and determination of chromosome number in maca, *Lepidium meyenii* (Brassicaceae). Economic Botany 50 (2): 216-223.
- Plucknett, D.L. Edible aroids. Alocasia, Colocasia, Cyrtosperma, Xanthosoma. En: Simmonds, N.W. (ed.). Evolution of crop plants. NewYork, Longman. 1976. p. 10-12.
- Pozorski, S; Pozorski, T. 1979. An early subsistence exchange system in the Moche Valley, Peru. J. Field Archaeol. 6: 413-432.
- Rea, J. 1992. Raíces Andinas. Pp. 163-179 in Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492 (J. León and J.E. Hernández, eds.). FAO, Rome.
- Renvoize, B. S. 1973. The area of origin of *Manihot esculenta* as a crop plant - a review of the evidence. Economic Botany 26(4): 352-360.
- Rogers, D. J. 1963. Studies of *Manihot esculenta* Crantz and related species. Bulletin of the Torrey Botanical Club, Vol. 90 (1): 43-54.
- Rogers, D. J. 1965. Some botanical and ethnobotanical considerations of *Manihot esculenta*. Economic Botany 19: 369-377.
- Safford, W. E. 1917. Food plants and textiles of ancient America. Proceedings second pan american scientific congress. Vol I: 146-159. Washington.

- Sauer, C.O. 1950. Cultivated plants of South and Central America. En: Stewart, J. Handbook of South American Indians. Washington (USA). 6:487-543.
- Sauer, C.O. 1952. Cultivated plants of South and Central America. In: Handbook of South American Indians. Bureau of American Ethnology, Washington. Vol 6 : 487-543.
- Seminario Cunya, J. Aspectos etnobotánicos y morfológicos del chago, miso o mauca (*Mirabilis expansa* R. y P.) en el Perú. Boletín de Lima (Perú). 1993. 15(86):71-79.
- Smith, C. E. Jr. 1968. The new world centers of origin of cultivated plants and the archaeological evidence. *Economic Botany* 22: 253-268.
- Sorensen, M. 1988. A taxonomy revision of the genus *Pachyrhizus* (Fabaceae - Phaseoleae). *Nord. J. Bot.* 8 (2): 167-191.
- Sørensen, M. 1990. Observations on distribution, ecology and cultivation of the tuber-bearing legume genus *Pachyrhizus* Rich. ex DC. (Fabaceae: Phaseoleae). *Wageningen Papers* 90-3:1-38.
- Soukup, J. 1970. Vocabulario de los nombres vulgares de la flora peruana y catálogo de los géneros. Editorial Salesiana, Lima, Perú, 436 p.
- Soukup, J. 1972. Vocabulario de los nombres vulgares de la flora peruana. Colegio Salesiano, Lima.
- Towle, M. 1961. The ethnobotany of pre-columbian Peru. Aldine Publishing Company, Chicago.
- Turner, B. L. II and C. H. Miksicek. 1984. Economic Plant Species Associated with Prehistoric Agriculture in the Maya Lowlands. *Economic Botany* 38:179-193.
- Ugent, D., S. Pozorski, T. Pozorski. 1981. Prehistoric remains of the sweet potato from the Casma Valley of Peru. *Phytologia* (USA). 49(5):401-415.
- Ugent, D., S. Pozorski, T. Pozorski. 1984. New evidence for ancient cultivation of *Canna edulis* in Peru. *Economic Botany* 38 (4): 417-432.
- Ugent, D.; L. Peterson. 1988. Restos arqueológicos de papa y camote (batata) en el Perú. *Circular CIP* 16 (3): 1-10.
- Ugent, D.; Pozorski, S; Pozorski, T. 1982. Archaeological potato tuber remains from the Casma Valley of Peru. *Economic Botany* (USA). 36(2):182-192.
- Vallenas Ramirez, M. 1995. Vigencia del cultivo de mauca (*Mirabilis expansa* R. et P.) en Puno-Perú. 1. Congreso Peruano de Cultivos Andinos. Ayacucho (Perú). 11-16 Set 1995. Cultivos Andinos - Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Programa de Investigación en Cultivos Andinos (Perú). 5(1):72-73.
- Vargas, C. 1962. Phytomorphic representations of the ancient Peruvians. *Economic Botany* 16 (2): 106-115.
- Vavilov, N.I. 1926. Studies on the origin of cultivated plants. Leningrad. Inst. Appl. Bot. Plant Breed.
- Vavilov, N.I. 1951. Estudios sobre el origen de las plantas cultivadas. Es. Buenos Aires, Argentina. Acme Agency. 185p.

- Vuilleumier, S. 1971. Pleistocene changes in the fauna and flora of South America. *Science*. 173(3999): 771-780.
- Yacovleff, E. 1933. La jíquima, raíz comestible extinguida en el Perú. *Revista del Museo Nacional* 2.1: 51-66.
- Yacovleff, E.; Herrera, F.L. 1935. El mundo vegetal de los antiguos peruanos. *Revista del Museo Nacional (Peru)*. 1934. 3(3):243-322. 4(1):31-100.
- Yen, D.E. 1974. *The sweet potato and Oceania, an essay in ethnobotany*. Honolulu (USA), Bishop Museum Press. 389p.
- Zardini, E. 1991, Ethnobotanical notes on "yacón" *Polymnia sonchifolia* (Asteraceae). *Economic Botany* 45 (1): 72-85.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 2 Biodiversidad vegetal en los Andes

*Isidoro Sánchez<sup>1</sup>*

## Introducción

“Nada de lo que acontece en América del Sur es ajeno a los Andes” (Programa Naciones Unidas para el Desarrollo) En efecto, gran parte de los fenómenos naturales, sociales y económicos del continente, están asociados a esta columna vertebral sudamericana, llamada Andes. Su influencia hacia el Oeste y el Este de ellos, se deja sentir de diferentes maneras, pero las más conspicuas son su diversidad vegetal y los aspectos culturales de los pueblos asentados a lo largo de las montañas andinas. Ellos aprovechando la diversidad natural, generaron agricultura adecuada a las características ecológicas del territorio ocupado, basada en la domesticación de las especies, creación de herramientas

---

<sup>1</sup> Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.

y tecnologías para manejar el suelo y el agua. La agricultura moderna actualmente, no deja de considerar para su desarrollo estos aspectos –biodiversidad y cultura- ahora utilizados para generar las necesarias innovaciones tecnológicas que requiere la población mundial para la satisfacción de sus necesidades, principalmente alimenticia y medicinal.

Sin embargo, las actuales sociedades rurales de los países andinos, agobiadas por el impacto que les produce la expansión del capital transnacional, la crisis económica mundial, el injusto intercambio comercial entre el campo y la ciudad, y la marginación cultural de que son objeto, se ven obligados a alterar y hasta destruir a uno de los más valiosos recursos naturales, que es la vegetación en sus formas de bosque, pradera, matorral, etc. Estas actividades, obviamente consideradas negativas para la conservación de la diversidad vegetal e incluso animal, no pueden ser detenidas o controladas por la escasa capacidad de los gobiernos para generar elementos de amortiguamiento que disminuyan la acción negativa sobre la naturaleza.

La presente exposición intenta describir, basada en la literatura disponible y en trabajos de investigación realizados, algunas evidencias de la diversidad vegetal en los Andes, principalmente en el Perú.

## **Biodiversidad**

La biodiversidad o diversidad biológica es un componente de los ecosistemas terrestres, generada por procesos de hibridación con otras especies relacionadas fitogenéticamente y por procesos coevolutivos con otros organismos, principalmente animales y por la interacción con los elementos del ambiente (luz, temperatura, humedad, suelo). La biodiversidad se generó en los ecosistemas naturales y su riqueza expresada en especie por unidad de área, está en función de la intensidad, duración y tipo de energía que recibe el ecosistema del espacio interplanetario.

El conocimiento de la biodiversidad terrestre es el resultado de las exploraciones botánicas a los diferentes ecosistemas del mundo. La colección de muestras botánicas, que tienen una larga historia y la incorporación de éstas a los diferentes herbarios, ha hecho posible que ahora se tengan inventarios florísticos más o menos completos para las diversas regiones del mundo.

Precisamente el término “biodiversidad” es un concepto que sintetiza las diferentes clases de organismos existentes en la biosfera, tanto de plantas como de animales, así como en los genes que poseen los organismos y de su hábitat. La biodiversidad es actualmente un concepto objetivo y demostrable, con características de ser cuantificable (por ejemplo, cuando hablamos de número de especies por unidad de área), de ser un factor de desarrollo, por estar directamente relacionado con aspectos sociales y económicos de los pueblos que lo poseen y por último en este periodo de globalización, es objeto de singulares acuerdos internacionales, ya sea para su explotación o para su conservación.

La invención y desarrollo de la agricultura creó variabilidad dentro de las especies silvestres seleccionadas del ecosistema natural para domesticación, pero a la vez, produjo

antropización de los espacios dedicados a ella, conocidos ahora como agroecosistemas, con la consecuente destrucción de ambientes y pérdida de biodiversidad.

De esto resulta evidente la vinculación entre las especies cultivadas y sus congéneres silvestres del desierto, bosque, pradera, etc.; ahora consideradas como las que proveen los genes para seguir produciendo variabilidad entre las especies cultivadas (recursos genéticos).

## ¿Por qué megadiversidad en los Andes?

Los Andes con sus cerca de 8 000 km de recorrido por el lado occidental de América del Sur, desde Venezuela hasta la Patagonia, son un importante factor geológico de la heterogeneidad ecológica de zonas de vida natural y de biodiversidad en la región andina. Debe considerarse también que la riqueza florística en esta región se debe a que ellos recorren gran parte del trópico americano muy cerca de la costa del Pacífico, donde las corrientes marinas de éste actúan produciendo fenómenos climáticos que contrastan con la posición altitudinal.

En el Perú, los Andes conforman la tradicional región llamada sierra y ejercen una singular influencia hídrica y climática tanto hacia el oeste (costa), como hacia el este (selva), generando una asimetría hídrica, climática y de biodiversidad a ambos lados de ellos. La presencia de las montañas andinas en el Perú, muchas de ellas con nieve perpetua y con un clima muy frío y la diversidad de cuencas hidrográficas que generan largos y profundos valles interandinos en diferentes orientaciones, hacen que el Perú posea 84 zonas de vida natural de las 103 existentes en el planeta, además de 17 formaciones transicionales (ONER, 1995).

Sin duda, esta fue la razón para que el Alemán Werner Rauh, titulara al territorio peruano como "Perú país de los contrastes". De otro lado, los Andes en el Perú ocupan gran parte de la región tropical de este (0°-12° L.S.), subtropical (12°-L.S.); y sólo una pequeña parte ocupada por la región templada (17°-18° L.S.).

Todos estos factores han determinado para que el país se constituya en uno de los territorios de más alta diversidad vegetal en el neotrópico.

### Número de especies por divisiones en el mundo y en el Perú

División	Mundo (Wilson, 1998)	Perú (Brako, <i>et al.</i> , 1993)	%
<b>Briophyta</b> (Musgos – Hepáticas)	16 000	---	---
<b>Filicophyta</b> (Helechos)	10 000	1 060	10.6
<b>Gymnospermae</b> (Pinos, Podocarpus)	529	10	1.9
<b>Angiospermae</b> (Plantas con flores)	220 000	17 119	7.8

Número de familias, géneros y especies en el Perú y en el Norte del Perú. (Fuentes: Brako y Zarucchi, 1993; Herbario CPUN)

División	Familias			Géneros			Especies		
	Perú	Norte del Perú	%	Perú	Norte del Perú	%	Perú	Norte del Perú	%
Briophyta	-	-		-	-		-	-	
Filicophyta	28	21	75	118	43	47	1 060	138	13.0
Gymnospermae	08	05	62	11	3	-	-	-	-
Angiospermae	216	172	79.6	2 556	966	37.7	17 119	2 375	13.9

#### Diversidad vegetal en los bosques montanos del Norte del Perú

Area estudio	Latitud (S)	Longitud (W)	Extensión (ha)	No. Familia	No. género	No. Especie
Monteseco	6°52'	79°52'	2 500	94	237	365
Cutervo	6°05'–20'	78°40'–53'	3 000	125	340	683
Cachil	7°24'	78°47'	100	63	142	155
Canchaque	4°30'	79°45'	1 000	58	103	118
Tongod	6°49'	78°46'	200	33	41	46

Fuente: Dillon *et al.*, 1995.

#### Resumen de la diversidad genérica distribuida dentro de los bosques montanos en los Andes del Norte (Cajamarca, Lambayeque, Piura y Amazonas)

División	Familia	Géneros	Especies
<i>Pteridophytas</i>	19	48	125
<i>Gymnospermae</i>	1	1	1
Monocotiledóneas	18	93	217
Dicotiledóneas	108	344	747
<i>Angyospermae</i>	126	437	964

**Diversidad vegetal en la jalca. Area 20 m<sup>2</sup> = 2 000 ha al norte de Cajamarca**

División	Familias	Géneros	Especies
<i>Pteridophytas</i>	9	14	18
<i>Gymnospermae</i>	1	1	1
<i>Monocotiledóneas</i>	110	39	77
Dicotiledóneas	37	114	182
<i>Angyospermae</i>	47	135	206

**Géneros y especies registrados en los Departamentos del Norte del Perú**

	Tu	Pi	La	LL	Ca	Am	SM	Total(*)
Géneros	277	484	346	539	908	1 144	1 185	1 758
Especies	416	1 024	574	1 263	2 699	3 474	3 827	8 145
Esp.end.	80	174	58	133	533	587	544	2 109
% Endemismo	19	17	10	11	20	17	14	26

Tu= Tumbes; Pi= Piura; La= Lambayeque; LL= La Libertad; Ca= Cajamarca; Am= Amazonas; SM= San Martín.

(\*) No se consideran especies repetidas.

Especies-área mínima sobre una lomada al norte de la laguna Maqui Maqui.  
 Fecha: 9 de julio, 1994. Altitud: 3 950 msnm

Especies	No. acumulado de especies	Unidad Muestral	
		Número	Tamaño
<i>Viola pigmaea</i>			
<i>Oreithales integrifolia</i>			
<i>Plantago sericea</i>			
<i>Werneria nubigena</i>			
<i>Eryngium humile</i>			
<i>Novenia acaulis</i>			
<i>Phyllactis rigida</i>			
<i>Bartsia</i> sp.			
<i>Pernettya postrata</i>			
<i>Baccharis caespitosa</i>			
<i>Scirpus rigidus</i>			
<i>Aphanictis villosa</i>			
<i>Lysipomia globularis</i>			
<i>Belloa</i> sp.			
<i>Calamagrostis tarmensis</i>			
<i>Agrostis toluensis</i>			
<i>Stipa</i> sp.	17	1	1
<i>Poa pardoana</i>			
<i>Festuca huamachucensis</i>			
<i>Gentiana sedifolia</i>			
<i>Bidens triplinervia</i>	21	2	2
<i>Aa palaeacea</i>			
<i>Castilleja fissifolia</i>			
<i>Paranephelius uniflorus</i>			
<i>Gallum</i> sp.			
<i>Hypochaeris</i> sp.	26	3	4
<i>Lupinus</i> sp.			
<i>Lobelia tenera</i>			
<i>Cerastium subspicatum</i>			
<i>Muehlenbeckia volcanica</i>			
<i>Paspalum bonplandianum</i>			
<i>Valeriana pilosa</i>	32	4	8
<i>Werneria villosa</i>	33	5	16
-----	33	6	32

Frecuencia de especies en un área de lomada en jalca, al norte de la laguna Maqui Maqui. Fecha: 9 de julio, 1994. Altitud: 3 950 msnm

No.	Especie	No. individuos	%	Fenología
01	<i>Viola</i>	11	2.37	Vegetativo
02	<i>Oreithales integrifolia</i>	34	7.33	Vegetativo
03	<i>Plantago sericea</i>	4	0.86	Fructificación
04	<i>Werneria</i>	97	20.91	Floración
05	<i>Eryngium humile</i>	21	4.53	Fructificación
06	<i>Novenia acaulis</i>	2	0.43	Fructificación
07	<i>Valeriana rigida</i>	14	3.2	Floración
08	<i>Bartsia</i> sp.	4	0.86	Fructificación
09	<i>Baccharis caepitosa</i>	4	0.86	Fructificación
10	<i>Pernettya postrata</i>	11	2.37	Floración
11	<i>Scirpus rigidus</i>	19	4.09	Vegetativo
12	<i>Aphanactis villosa</i>	110	23.71	Vegetativo
13	<i>Lysipomia globularis</i>	12	2.59	Vegetativo
14	<i>Belloa</i> sp.	10	2.16	Vegetativo
15	<i>Calamagrostis tarmensis</i>	53	11.42	Vegetativo
16	<i>Agrostis tolucensis</i>	11	2.37	Floración
17	<i>Stipa</i> sp.	3	0.65	Fructificación
18	<i>Poa pardoana</i>	2	0.43	Fructificación
19	<i>Festuca huamachucensis</i>	5	1.08	Fructificación
20	<i>Gentiana sedifolia</i>	4	0.86	Vegetativo
21	<i>Bidens triplinervia</i>	4	0.86	Vegetativo
22	<i>Aa palaeacea</i>	1	0.22	Vegetativo
23	<i>Catilleja fisifolia</i>	1	0.22	Vegetativo
24	<i>Paranephellus uniflorus</i>	1	0.22	Vegetativo
25	<i>Galium</i> sp.	22	0.43	Vegetativo
26	<i>Hypochaeris</i> sp.	1	0.22	Floración
27	<i>Lupinus</i> sp.	1	0.22	Fructificación
28	<i>Lobelia tenera</i>	1	0.22	Vegetativo
29	<i>Cerastium subspicatum</i>	9	1.94	Vegetativo
30	<i>Muehlenbeckia volcanica</i>	2	0.43	Vegetativo
31	<i>Paspalum bonplandianum</i>	6	0.65	Vegetativo
32	<i>Valeriana pilosa</i>	1	0.22	Vegetativo
33	<i>Werneria villosa</i>	3	0.65	Vegetativo

## Especies andino-americanas de importancia económica cultivadas y silvestres de la Costa y Yunga Norte

Familias y especies	Nombre vulgar	Usos
Anacardiaceae		
<i>Spondias purpurea</i>	ciruela roja	frutal
<i>Loxopterigium huasango</i>	hualtaco	forestal
Annonaceae		
<i>Annona muricata</i>	guanábana	frutal
<i>Annona cherimolia</i>	chirimoya	frutal
Bromeliaceae		
<i>Ananas comosus</i>	piña	frutal
Capparaceae		
<i>Capparis angulata</i>	zapote	artesanal
Caricaceae		
<i>Carica papaya</i>	papaya	frutal
Convolvulaceae		
<i>Ipomoea batatas</i>	camote	alimenticia
Cucurbitaceae		
<i>Cucurbita maxima</i>	zapallo	alimenticia
<i>Cucurbita moschata</i>	zapallo	alimenticia
<i>Cyclanthera pedata</i>	caigua	alimenticia
<i>Lagenaria ciceraria</i>	calabaza	artesanal
<i>Sechium edule</i>	caigua chilena	alimenticia
Erythroxilaceae		
<i>Erythroxilon novo-granatense</i>	coca	estimulante
Euphorbiaceae		
<i>Manihot sculenta</i>	yuca	alimenticia
Fabaceae		
<i>Phaseolus vulgaris</i>	frijol	alimenticia
<i>Phaseolus lunatus</i>	pallar	alimenticia
<i>Arachis hipogaea</i>	maní	alimenticia
<i>Prosopis pallida</i>	algarrobo	agroforestal
<i>Inga feullei</i>	guaba o paca	frutal
<i>Caesalpinia tintorea</i>	taya o tara	agroforestal
<i>Acacia macrocantha</i>	taique o espin	agroforestal
Gutiferae		
<i>Mammea americana</i>	mamey	frutal
Lauraceae		
<i>Persea americana</i>	palta	frutal
Malvaceae		
<i>Gossypium barbadense</i>	algodón	industrial
Passifloraceae		
<i>Passiflora quadrangularis</i>	tumbo	frutal
Poaceae		
<i>Zea mays</i>	maíz	alimenticia
Sapotaceae		
<i>Pouteria obovata</i>	lúcuma	frutal
Solanaceae		
<i>Solanum muricatum</i>	pepino dulce	frutal
<i>Capsicum</i> sp.	ají	condimento

## Conclusiones

1. La diversidad vegetal es un componente de los ecosistemas andinos, generados por procesos migratorios, hibridación entre especies relacionadas filogenéticamente (especiación *in situ*) y por procesos co-evolutivos con otros organismos, principalmente animales.
2. La biodiversidad que habita sobre los Andes, fue domesticada, utilizada e incrementada en su variabilidad por la acción antrópica prehispánica que se asentó sobre los diversos ecosistemas andinos, generando las ahora llamadas plantas cultivadas.
3. Las diferentes clases de organismos, sus genes y habitats constituyen un factor de desarrollo para la sociedad nacional y tiene singulares efectos sobre la economía nacional e internacional.
4. Para que la diversidad biológica se constituya en un factor de desarrollo, deben considerarse los aspectos culturales generados por las etnias primigenias que habitaron esta parte del subcontinente; pero también, debe ser objeto de investigación de toda índole, que nos capacite para su utilización y se constituya en un recurso natural.
5. El estado actual de los ecosistemas andinos que contienen alta diversidad, particularmente en el Perú, están siendo fuertemente alterados y hasta destruidos por la agricultura extensiva, deforestación, cultivo de pastos y en los últimos años la acción de la minería a tajo abierto.
6. Por las razones anteriores, deben hacerse esfuerzos de concertación interinstitucional, para salvar aquellos ecosistemas que contienen alta diversidad y endemismos. La responsabilidad de salvar especies, genes y ecosistemas es nuestra.

## Referencias bibliográficas

- Abundio Alva *et al.* 1999. Diversidad Florística en el Norte del Perú. Tomo I. Word Wildlife Fund . Fondo Editorial y Universidad Privada Antenor Orrego.
- Brako, L.; J. Zaruchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Missouri Botanical Garden USA. Monographs in Systematic Botany Vol. 45.
- Dillon, M., *et al.* 1995. Floristic Inventory and Biogeographic Analisis of Montane Forest in Northwestern Peru. In Biodiversity and Conservation of Neotropical Montane Forest. New York Botanical Garden, USA.
- Gentry, A.H. 1992. Diversity and Floristic Composition of Andean Forest of Peru and Adjacent Countries: Implications for their Conservation. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Perú Memorias del Museo de Historia Natural, 21: 11 - 29.
- INRENA. 1995. Mapa Ecológico del Perú, Guía Explicativa. Ministerio de Agricultura. Lima.

Jorgensen, P. M.; S. León Yáñez. 1999. Catálogo de las Plantas Vasculares del Ecuador. Missouri Botanical Garden. USA. Monographs in Systematic Botany Vol. 75.

Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo. 199- . Amanecer en los Andes. Comisión de Medio Ambiente y Desarrollo de América Latina y el Caribe.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 3 Conservación y manejo *in situ* de recursos fitogenéticos agrícolas en Bolivia

*Julio Rea*<sup>1</sup>

## Historia

Estamos comprobando nuestra hipótesis de que en la dorsal andina sur, entre Perú y Bolivia hasta el norte de Argentina y Chile se dio el movimiento de las etnias Aymaras y Quechua, junto a sus cultivos principales. En la ruta del Cusco, pasando por el Collasuyo del lago Titicaca, resalta la gran variabilidad genética de los tubérculos, donde posiblemente fueron domesticados, y siguiendo la dirección La Paz, Oruro, Cochabamba, Chuquisaca y Potosí, parte de esta diversidad llegó a las fronteras de lo que hoy es Bolivia.

---

<sup>1</sup> Centro de Servicios Múltiples de Apoyo al Desarrollo Semilla, La Paz, Bolivia.

En estas trashumancias tempranas y tardías la papa ha tenido que jugar un rol importante junto al maíz y la oca. Así, el cultivar primitivo Luki (*S. juzepczuki*) aparece mencionado en las crónicas de 1586 y 1653 (Ballivián y Ceballos, 1941) lo que indicaría su presencia desde las épocas preincaicas. En épocas recientes la permanencia de esta especie, sus ecotipos y morfotipos, aparece en cantidades apreciables, por ejemplo sólo para La Paz y Oruro. Alarcón registra 23 entradas. En *S. andigena* Cárdenas menciona el cultivar Ccompis del Cusco cuya sinonimia en Bolivia corresponde a Imilla Blanca, Yurac o Janko Imilla. Alarcón menciona 11 Imillas junto a otros 70 diferentes cultivares de *S. andigena*. Más adelante como evidencia de este proceso mencionamos testimonios campesinos sobre la permanencia actual de algunos cultivares por unos 70, 40, 20 y 12 años en un microcentro de Cochabamba formado por 16 comunidades donde se investigó de manera continua por un decenio. Rea en los noventa complementa esta situación con más estudios en seis ecologías de tres departamentos de Bolivia mencionando unos 200 cultivares de unas seis especies de papa (Rea, 1994) y sugiere la necesidad de establecer investigaciones prolongadas en microcentros localizados a lo largo de la dorsal andina.

La situación presentada demuestra la amplitud de distribución y la gran rusticidad de este precioso germoplasma mantenido a través de un largo periodo, digamos unos seis siglos, y que se ha mantenido básicamente gracias a la Vía Campesina de la Conservación, Manejo y Utilización *in situ* de los recursos agrícolas. A través de esta vía los actuales pequeños productores, como descendientes directos de los domesticadores originales, siguen perpetuando acciones de tanto significado, las cuales son ignoradas por las instituciones del "modernismo" proclives a políticas depredatorias extranjeras. La Colonia no ha podido desaparecer este material como eran sus objetivos y cabe preguntarse si el Neocolonialismo podrá hacerlo.

Lo destacable en la vigencia de los cultivares primitivos es su viabilización mediante el equilibrio biológico en que conviven los germoplasmas más heterogéneos con las plagas y enfermedades: virus, bacterias, hongos, nematodos, fitoplasmas, insectos, etc. En cuanto a los virus la identificación es incompleta a través de la dorsal andina.

La ciencia soslaya consciente o inconscientemente esta realidad. Así los patólogos dramatizan a partir de ensayos regionales sin mucho rigor porque son fugaces, al paso, a cargo de un extensionismo decadente y empírico que no respeta, menos analiza, el conocimiento y saber campesinos de categoría superior comparados con los de la técnica simple. Esta técnica de los paquetes simples empobrece la economía campesina (Regalsky *et al.*, 1994) afectando la fragilidad de los suelos andinos mediante la incorporación de los agroquímicos; por otra parte rompe el balance citado y además la introducción de híbridos de papa es extraña a la palatabilidad de nuestra cultura.

## Concepción andina de lo *in situ*

Lo *in situ* está asociado a la evolución del hombre andino, está ligado a la familia y lo sobrepasa por instantes creando siempre vida, por tanto es vivo, dinámico, constante, se mueve al interior de las chacras familiares y las familias a lo largo y ancho del mundo andino boliviano cuyo dominio parcial de territorios horizontales y verticales están vigentes desde los 4 700 a los 100 m de altitud; se trata de una nación donde se

originaron, domesticaron, se seleccionaron y se utilizaron importantes cultivos usados en rubros alimenticios y medicinales por aproximadamente ocho etnias. Algunas etnias tienen sus núcleos familiares en el Altiplano, de 3 700 a 4 500 m donde se mueven horizontalmente y cuando se desplazan por pisos verticales localizados en valles interandinos o subtropical de 1 200 a 2 000 m y en los llanos en el trópico a partir de los 1 200 m hasta los 100 m, donde se establecen grupos de colonizadores espontáneos dentro del etnodesarrollo y autogestión campesinas.

El movimiento de cultivares de arriba hacia abajo y viceversa se hace dentro de esta estructura y modalidad. El abastecimiento de alimentos producidos por los campesinos cubre alrededor del 70 % del consumo nacional, donde figuran especies nativas e introducidas. Entre los productores familiares y comunales hemos identificado a pioneros agrícolas, individuos sobresalientes por su inteligencia e iniciativas formados en esta Universidad de la vida de concepción integral, holística. Varios de ellos destacan por su espíritu conservacionista, cuidando hasta 52 especies y cultivares mantenidos en sus jardines botánicos familiares (conservación *in horto*) y otros manteniendo sus reservas genéticas del material preferido en pequeñas chacras del subtropical, procedentes del Altiplano para escapar de instancias de heladas y sequías propias de las ecologías de altura. Más adelante daremos ejemplos de estos sistemas originales de gran creatividad.

En el caso boliviano, la esencia de los *in situ* se inscribe en todo el panorama que estamos desarrollando donde los indicadores culturales, económicos, sociales y técnicos conforman las estrategias lógicas y racionales de la conservación, manejo y utilización de germoplasmas.

Fuera de Bolivia algo de este acontecer es conocido y constatado por actores de escuelas más innovadoras y creativas como Debouck, Brush, Harlan, Darre, Altieri, Hawkes y Van der Ploeg. Coincidentes con nosotros, sus contribuciones tienen relación con la taxonomía papera del pueblo andino, el funcionamiento campesino en el manejo de los mecanismos de la evolución, creación de nuevos genotipos y fenotipos, luego sobre el arte nativo en el manipuleo de la biodiversidad y que no puede medirse partiendo del método científico.

## Nuestra experiencia reciente

Nuestras actividades en el decenio reciente han sido inspiradas en el marco presentado en los dos numerales anteriores y han tenido la siguiente secuencia que no fue lineal sino más bien irregular en términos de tiempo.

Entre 1985-91 de *motu proprio* hicimos exploraciones concentradas en La Paz sobre cultivos y ocasionalmente de formas silvestres afines. Se trata del proceso continuado por generaciones de agricultores y en los mismos sitios donde se sustenta la vida de las familias y comunidades, pero básicamente en términos de autogestión.

El dominio parcial de los pisos ecológicos verticales por familias y comunidades campesinas arranca desde la reforma agraria boliviana, o sea en los últimos 40 años. Lo más temprano de estos resultados se incorporó al estudio de los Recursos Fitogenéticos

Agrícolas de Bolivia - bases para establecer el sistema, cuya idea sigue pendiente hasta hoy (Rea, 1985).

A este periodo corresponden nuestras constataciones de iniciativas de los pioneros. Por ejemplo, Inocencio Mamani trasladando desde los 3 900 a 4 100 msnm reservas campesinas de papa, *Ullucus tuberosus*, *Tropaeolum tuberosum* para conservarlas lejos de su hábitat de heladas y sequías a 1 600 m en Taipiplaya de Nor Yungas. Otro agricultor conservando sus quinuas preferidas del altiplano en el subtrópico de Sud Yungas a 1 150 m. Luego el pionero Lázaro Durán de la Colonia Flor de Mayo, Sud Yungas, de iniciativas originales, moviendo a lo largo de 500 km por ríos y caminos, desde Apolo al subtrópico a 800 m, semillas de cacao, maní, camote, arroz, palmeras, yuca, frijoles, gualusa, pasto yaragua, merkeron, etc.

Alrededor de los noventa, en cuanto a papas nativas, Rea y otros sin ser especialistas mencionan la identificación de 258 cultivares de seis especies en unas 90 comunidades de tres departamentos (Rea, 1994). En la Tabla 1 la multivariabilidad fenotípica es el 94 % como un insumo propio que da seguridad de cosecha y alimentaria en ciclos prolongados. Existe una clasificación de decenas de cultivares por el gusto y usos a nivel familiar, comunal y regional que determinan en pisos altos su transformación en productos deshidratados: chuño, tunta y en otras formas; luego por la precocidad que facilita las estrategias de cultivo en periodos de sequía, resistencia a heladas y la evapotranspiración por el porte rastrero, que genera métodos originales como mínima labranza, y aporte cero en ciertos casos.

**Tabla 1. Recolecciones e investigaciones en seis ecologías. Bolivia**

Ecologías	Nº de comunidades	Nº de cultivares		Total	Nº Especies
		Nativos	Modernos		
Ayo Ayo (La Paz)	24	84	2	86	6
Acacio (N. Potosí)	30	65	3	68	4
Vacas (Cochabamba)	7	20	4	24	4
Raqaypampa (Cochabamba)	14	12	7	19	
Japo (Cochabamba)	1 (Ayno)	37	2	39	5
Pusillani (La Paz)	10	60	0	60	7
<b>Total</b>	<b>86</b>	<b>278</b>	<b>18</b>	<b>296</b>	

Fuente: Rea, 1988, 1990, 1994; Saravía, 1990; Bosque, y Rea, 1994.

En la relación cultivares-suelo-clima-economía, aparece un promedio de 13 cultivares por familia en Ayo Ayo, La Paz, 12 en Acacio, Potosí, 10 en Japo, Cochabamba, con máximos de 21 en Ayo Ayo en áreas de 3 ha conducidos por una familia a 4 150 m, donde conviven estrechamente clones susceptibles y tolerantes a enfermedades. En Ayo Ayo identificamos familias semilleristas conduciendo dos y tres cultivares en semilleros de su preferencia económica.

La incidencia de las 12 variedades mejoradas es mínima, es apenas el 6 % que da una estrecha base genética, siendo alta su vulnerabilidad en la economía campesina. El gran contexto está dado por comunidades entre los 2 800 a 4 200 m, donde aparecen como

semilla certificada y cuya calidad se pone en duda, tal como evidenciamos en siete comunidades de Vacas con cerca de 500 qq de semilla de 4 variedades. El Proyecto de Fortalecimiento del Sistema de Multiplicación de Semilla de Papa en Bolivia (PROSEMPA) llama a certificación el “sistema formal” en oposición al “sistema informal campesino”; para nosotros lo formal está en el sistema del agricultor minifundista que es el principal proveedor.

Lo señalado en torno a la papa significa la recolección, conservación, caracterización y evaluación dinámica de germoplasma *in situ*. Por tanto, partiendo de una lógica elemental, aquí están las bases para un mejoramiento más original y creativo. En concreto se trata de lo siguiente:

- Reservas genéticas con sabor a frescura y de horizontes más amplios para la vida.
- Universo mucho más integral, sabio y ajeno de la agricultura campesina.
- Bancos dinámicos de germoplasma y permanentemente vivos.
- Expresión digna de una cultura agroalimentaria que sobrevive a siglos de colonización.

## **Programa colaborativo de raíces y tubérculos (CIP-COSUDE)**

Desde 1993, actuamos dentro del programa ligados a dos Organismos no Gubernamentales (ONG) con dos proyectos:

- Biodiversidad *in situ* de papas nativas - Conocimientos de las estrategias campesinas de producción.
- Conservación *in situ* de raíces nativas - Identificación de microcentros de diversidad.

El primero se realiza en un microcentro de 16 comunidades de altura en Mizque, Cochabamba y el segundo en todo el departamento de La Paz hasta definir uno o más microcentros donde concentrar las investigaciones.

## **Objetivos**

Teniendo como eje lo *in situ* los puntos coincidentes son:

- Identificar los procesos de conservación y manejo.
- Hacer seguimientos familiares para la sistematización de los procesos.
- Inventariar germoplasmas.
- Determinar la calidad y el destino del material genético.
- Ver la posibilidad de organizar semilleros.
- Probar en potenciar la economía minifundista.

- Identificar causas de erosión humana y sus secuelas en la erosión genética.
- Diagnosticar el establecimiento de redes comunales y regionales. Esto para las proyecciones de nuestros enfoques.

## Metodología

Descartando encuestas distorsionantes se privilegia la convivencia y relación humana integral con los agricultores. Se buscan amistades en las casas, las chacras, nos integramos en sus labores, en sus instancias de socialización: ritos, fiestas, pijcheos, asambleas, comercialización, deportes, etc. Se consigue información de primera mano, contrastando información de tipo generacional, se las revaloriza y lo conspicuo se devuelve a la familia o a la comunidad asociada a la provisión de algún material genético de calidad que mejore la dieta familiar y comunal. Lo fundamental en este intercambio es el respeto mutuo y la responsabilidad en los compromisos basados en la amistad como es la reciprocidad andina.

En la provisión de semillas comprobamos que son buenos experimentadores, pues las someten a pruebas de adaptación por unos dos años y lo hacen con cantidades mínimas en los mejores suelos. En el subtrópico donde hay hambre de proteínas estas ofertas, por ejemplo de leguminosas, son apreciadas.

## Resultados destacables

### Papas nativas

CENDA tiene publicados resultados sobre rendimiento, productividad, comercialización de papa para consumo y semilla. Como continuación nosotros profundizamos lo referente a la biodiversidad, su antigüedad, movimiento, caracterización, ecotipos versus suelos, deriva genética, conocimiento fitosanitario campesino, etc. A continuación damos lo más destacable de estos resultados que expresan a la chacra y su dueño en núcleos permanentes de investigación y conservación.

### Diversidad

Iniciamos con un inventario de 17 cultivares primitivos bolivianos, 12 encontrados en el microcentro, cinco introducidos en años recientes; este número llega a 23 en 1995. Los del microcentro son Runa, Laqmu, Pukañawi, Manzana, Kiwsilla o papa del pobre, Imilla Blanca, Quyllu, Allqamari, Lluqalla Sani y Kulli y Llustha, siendo los cinco primeros los más preferidos por rusticidad, utilización, resistencia biótica, adaptación a los suelos, valor comercial, etc. En el ciclo 94-95 la "Punta Morada", enfermedad causada por un fitoplasma, presenta a Laqmu y Runa como susceptibles; Pukañawi aparece como más resistente. En estos casos la respuesta campesina es la multivariabilidad.

Para probar nuestra hipótesis citada al inicio de este ensayo, la lista anterior tendría que ser completada en el área de influencia de Cochabamba con otros cultivares del norte de la dorsal andina como las Imillas negras y rojas, Purejas rosadas, blancas y amarillas, las

Waqalajra, las múltiples Wayku o Kati precoces. Esta búsqueda tendría que abarcar Chuquisaca, Potosí, hasta el norte argentino y chileno.

### **Antigüedad de cultivares**

La permanencia de Runa y sus morfotipos está inscrita en la memoria campesina del microcentro en más de 70 años, Manzana y Sayrura (que va desapareciendo en algunas comunidades por ser tardía y propensa al ataque de plagas) 40 años, Pukañawi 20, Laqmu unos 12 años, Choqe Laqmu es más reciente. En Runa, Pukañawi, Laqmu y otros, se da la deriva genética observada por los agricultores desde hace tiempo y detectada por nosotros en 1994.

Runa y Laqmu llevados a los primeros exámenes de electroforesis en 1994 aparecían como duplicados para los especialistas paperos, pero como las caracterizaciones campesinas con sus descriptores, registradas por largo tiempo y en varias condiciones, los presentan diferenciados o sea que Runa es Runa y Laqmu es Laqmu, se insistió en repetir los exámenes y al final fue todo un respaldo al conocimiento y saber campesinos, porque evidentemente se trata de dos genotipos diferentes, y al mismo tiempo se evidencia que la electroforesis no es de precisión. Este detalle es importante porque en los bancos *ex situ* existe la tendencia del descarte de duplicados o sea que la reducción se impone más por comodidad en el manipuleo antes que en el análisis exhaustivo de ejemplares tal como se hace *in situ* por los directamente interesados.

### **Caracterización varietal**

En el párrafo anterior ya aparece la caracterización varietal en su sistematización, si bien se tenía un formulario de descriptores más práctico que académico, se decidió empatarlos con los descriptores campesinos mucho más pragmáticos en el análisis de sus cosechas.

El proceso *in situ* iniciado en 1993 se fue completando en 1991 y 1995 y tiene el consenso de varios agricultores, de promotores (Yanapampa), pioneros y técnicos de campo. Se cuenta con testimonios de los agricultores más esclarecidos, de mayor experiencia y familiarizados con sus ecotipos y fenotipos. Este conocimiento contrasta con el fragmentario e incompleto de los técnicos especialistas.

Este aporte campesino sobre 26 cultivares se considera muy bien elaborado, de detalle fino, con información para el mejoramiento de la concepción; constituye toda una historia de los ecotipos que se acomodan al medio ecológico, físico y humano del microcentro. Antes de la publicación del catálogo respectivo se hace la revisión por los pioneros al presente, cuyo contenido es superior a otro llamado boliviano elaborado sobre 10 papas nativas caracterizadas *ex situ* por los especialistas paperos Estrada y Ugarte.

### **Movimiento de cultivares**

Se comenta la relación entre el movimiento desde y hasta el microcentro. En el primer caso, por tratarse de una zona con tradición semillera, la provisión se hace entre familias, comunidades y regiones, hay algún conocimiento sobre estos desplazamientos en las grandes distancias, pero dada su importancia, amerita un seguimiento más sistemático. En la otra vía, la introducción de simiente a Raqaypampa se refiere al flujo de familia, al del

mercado de semillas y al institucional técnico. La familiar es dinámica, ocurre dentro y entre comunidades vecinas y alejadas, vía matrimonios y parentescos espirituales, vía trueque y venta. En general los volúmenes movidos son pequeños y está implícito el riesgo de trasladar plagas y enfermedades.

Según testimonios campesinos, la introducción de híbridos vía instituciones especializadas está asociada a la similar de patógenos. Todos estos procesos se dan dentro de un dinamismo inusitado en miles de microparcels, en cuyas estrategias la mujer juega un rol decisivo que da lugar a la multivariabilidad asegurando cosechas y alimentos.

En cuanto a la “especialización” de semilleros familiares ésta se refleja en el fenotipo de los suelos prevalecientes en el minifundio y la comunidad. Así aparece una relación entre el inventario, las preferencias y el destino geográfico de las ventas. CENDA y la subcentral campesina cooperan en la organización y funcionamiento de las familias de mejoramiento. Esta colaboración está en abierta contradicción con las políticas y prácticas del Concejo Nacional de Semillas del país que soslaya a las papas nativas. Cuando nos referimos a las políticas de estrangulamiento económico, estos casos son el ejemplo evidente y que están respaldados por análisis en mayor detalle en los estudios.

## Raíces

### Geografía

De acuerdo con las exploraciones, La Paz aparece como el departamento con mayor variabilidad de raíces, especialmente en Racacha, Yacón, Mauka, una de las Ajipas y otras más fuera del proyecto. Hay coincidencia con Cárdenas en esta dispersión específica (Cárdenas, 1969) y las recolecciones de 1994-95 de cinco raíces silvestres de posible afinidad con las cultivadas avalan esta situación. Pero no está dicha la última palabra hasta no agotar nuestras indagaciones en el resto del país.

Históricamente La Paz fue centro de migraciones desde el sur peruano al subtrópico de los Yungas, situación que se acentuó en los últimos 40 años con las trashumancias desde La Paz misma, Oruro, Potosí y Chuquisaca. Del primer caso apareció una información de interés relacionada con la presencia de la Papa Japonesa (*Colocasia esculenta*) debido a estos desplazamientos asociados a los productos de ultramar según testimonio de los pioneros. En cuanto al producto de las migraciones internas, con el establecimiento de miles de colonias Aymaras y Quechuas, el movimiento de las raíces y otras especies se dio a ese ritmo de arriba y abajo a Los Yungas. Todo este movimiento se dio dentro del etnodesarrollo, por lo tanto, la vía campesina del manejo y conservación de raíces es la única en ser detectada, acompañada y apoyada para su mejoramiento de ser posible, ya que ninguna otra institución se ocupa de ellas.

En esta ecología de valles cálidos, del subtrópico y el trópico se han explorado ocho provincias, detectado un centenar de comunidades y chacras y entrevistado familias productoras de su multivariabilidad genética al modo andino, y entre éstas a las raíces.

## Especies involucradas

Por orden de mérito son las siguientes:

<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	Racacha
<i>Polymnia sonchifolia</i>	Yacón
<i>Pachyrhizus tuberosus</i>	Ajipa de Mora
<i>Pachyrhizus ahipa</i>	Ajipa de altura, Enana
<i>Mirabilis expansa</i>	Mauka

## Distribución altitudinal (msnm)

<b>Racacha</b> amarilla, blanca, morada	La mayor concentración se da a 3 100, 1 700 y 1 500 msnm, lo más alto en Italaque 2 600 m y lo más bajo a 400 msnm en Witoponte y Brecha C.
<b>Yacón</b> amarilla, blanca, morada	La mayor concentración a 3 200 y 3 400 msnm. Lo más alto en Italaque a 3 600 m y lo más bajo a 880 m en Colonia Cascada.
<b>Ajipas</b> de mora, de altura	Entre 400 a 2 000-2 500 msnm. Más bajo para las de Mora y más alto para la Enana de Altura.
<b>Maukas</b> amarilla, blanca	Entre 3 200 y 3 500 m

Los cultivares detectados, caracterizados y recolectados eventualmente llegan a unos 135 cuya frecuencia se da en el orden presentado y corresponden a la categoría de cultivares primitivos.

La Racacha se encuentra todo el año en el mercado de La Paz, principal departamento productor. Es la única raíz con datos oficiales de producción. En 1994 "descubrimos" la comunidad San Juan de La Miel en Coroico, 1 600 a 2 000 m, con 98 familias y unas 120 ha con racacha por año. Este caso es único en todo el país porque el resto de los cultivos son marginales. El beneficio neto por ha/año/familia es de US\$ 4 500 y es lo más rentable que permitió sustituir a la coca en los últimos diez años. Semanalmente San Juan provee unos 300 qq y los principales consumidores son los gremiales o comerciantes de extracción rural-ciudadina.

El Yacón y la Ajipa de altura aparecen en La Paz en invierno y se utilizan como refrescantes y como medicina por su contenido en sacarina. La comercialización rural en el norte de La Paz es mucho más activa. La Ajipa de mora se vende en los mercados yungueños como refrescante y medicina por la calidad de sus azúcares. Estas tres especies tienen perspectivas en la farmacopea y las dos Ajipas como insecticida por el contenido de rotenona de sus vainas.

El valor bromatológico de estas y otras raíces nativas fue determinado por primera vez en el país. El contenido de proteínas tanto en las raíces como en el follaje es de mucho

significado según las Tablas 2 y 3 y su utilización, en su hábitat con hambre crónica de proteínas, puede potenciarse mucho más de lo que ocurre al presente.

**Tabla 2. Porcentajes de proteína en raíces nativas**

Espece-ecotipo y parte	Procedencia	Humedad %	Proteína base húmeda	Proteína base seca
<b>RACACHA</b>				
<b>Amajaya Amarilla</b>	S.J. Miel			
Follaje		88.60	1.93	16.98
Colinos		83.60	1.85	11.26
Corona		85.00	1.45	10.22
Raíces		76.70	1.36	5.86
<b>Amarilla</b>	Paco			
Follaje		88.05	1.76	14.74
Colinos		82.20	1.65	9.28
Corona		86.50	0.79	5.84
Raíces		76.80	1.19	5.14
<b>MAUKA</b>				
<b>Cultivada 4 años</b>	Italaque			
Follaje pigmentada	(Bolonia)	85.59	4.46	30.96
<b>Silvestre 1 año</b>	Chuma			
Follaje	(Bolonia)	69.49	6.37	20.89
<b>GUALUSA</b>				
Follaje	Paco	91.50	1.34	15.76
Raíces		83.80	0.10	6.17
<b>YUCA</b>				
<b>Rosada</b>	Paco			
Follaje		74.80	6.36	25.26

Fuente: Programa de Alimentos - UMSS – Cochabamba.

Según la Tabla 2 las proteínas en el follaje sobresalen en la Mauka cultivada (31 %) seguida por la Yuca rosada (25%), luego la de Mauka silvestre (21 %), la de las Racachas y la Walusa (*Xanthosoma saggitifolium*) 17, 15 y 16 % respectivamente.

**Tabla 3. Resultados del análisis bromatológico de coronas de racacha**

Parámetro	Unidad	Base húmeda	Base seca
Humedad	%	85.81	--
Ceniza	%	1.02	7.18
Fibra	%	1.82	12.81
Proteína	%	1.45	10.20
Hidratos de Carbono	%	9.72	68.52
Valor energético	kcal/100 g	42.82	301.78
PH		5.49	5.59
Calcio	mg/100g	67.55	476.02
Fósforo	mg/100g	39.91	281.26
Hierro	mg/100g	8.44	59.51

Fuente: Programa de Alimentos - UMSS – Cochabamba.

### Movimiento de cultivares

El intercambio es permanente en las chacras familiares comunales y regionales. Frecuentemente se menciona el “cansancio” de las semillas y propágulos y la necesidad de renovación. En lo familiar existen preferencias según los usos, unos para autoconsumo y otros para el mercado.

Los propágulos de racacha se aclimatan de acuerdo a las ecologías y épocas de trasplante, traslados desde los 2 800 a 400 msnm son bruscos y dan lugar a pudriciones. El intercambio es por venta o canje y en los Yungas hay un comerciante de semillas que merecerá nuestro apoyo dentro de una orientación mutua.

En general, la aclimatación de la simiente no es inmediata en los traslados de pisos diferenciados en lo vertical. Así, el primer año racachas amarillas y blancas dan un producto de regular tamaño o menudo; la adaptación puede llevar más de un ciclo y el pionero conservacionista no se desespera en estas pruebas. La trashumancia vertical es una tradición, se practica constantemente como una actividad comercial, de trueque, de relajación y relación, que llega a su clímax durante las cosechas, las fiestas y ferias que convocan a la gente.

Siendo la conservación *in situ* un proceso continuo de la evolución natural, o sea que la producción responde al medio natural donde vegeta un genotipo. Con los movimientos verticales se rompería el proceso y los cambios responderían positiva o negativamente de acuerdo a la plasticidad de los ejemplares. Nuestras evaluaciones preliminares deben profundizar las comprobaciones ya que no se conoce la existencia de investigaciones completas. Este es un aspecto básico a tenerse en cuenta para localizar los centros experimentales que al presente no responden a este tipo de análisis.

## Caracterizaciones

Estas se van completando en la medida en que se disponga de apoyo logístico en el extenso territorio de nuestras acciones y en los momentos oportunos. Tenemos información botánica y agronómica, pero lo más conspicuo se da a continuación.

El desarrollo de las plantas de seis entradas de yacón depende de los termo periodos y precipitaciones, mas que de la fertilidad de los suelos. A medida que se sube en los pisos verticales el ciclo productivo se prolonga. La mayoría de los cultivares en ecologías yungueñas (1 500-1 800 m) completan su ciclo productivo a los siete meses. Los rendimientos en raíces varían desde 15 y 43-70 y 100 t/ha siendo las moradas las más productivas.

En racacha se dan cultivares de raíz y de forraje; en el segundo caso los rendimientos de la corona son de 7 t/ha y hasta ahora se comprueba de 6-10% de proteína (m.s.). En los de raíz, en seis cultivares, encontramos rendimientos desde 6-11 t/ha, fluctuando la proteína alrededor del 5%.

Las caracterizaciones y evaluaciones *in situ*, como expresión de la agricultura campesina, dan bases para el mejoramiento en su propio contexto. Los ejercicios experimentales del modernismo, sin este conocimiento previo de la realidad sociocultural, económica y política, es más factible que no potencien la economía campesina como a veces se asume.

## Relación *in situ* - *ex situ* - *in situ*

### Aplicación de principios éticos, morales y lógicos

En rigor de ética la relación entre los dos sistemas tendría que establecerse desde las raíces en el reconocimiento de lo histórico de la conservación y manejo de la biodiversidad de los recursos fitogenéticos agrícolas, ya que lo *in situ* está registrado desde siempre como ficha no bibliográfica, porque en el transcurso sigue manteniéndose, sin mucha comprensión extraña, asociado a la evolución natural de las especies en cultivo, mientras que al archivarse en las gavetas de los ejercicios de la "supertecnología" son manipuladas como fichas de mercancía antes que como clave del arte en que el hombre articulado conscientemente a la naturaleza es la expresión de la vida.

Las recolecciones de agricultor a agricultor, por su lógica y racionalidad tienen un contraste marcado con las realizadas por los técnicos para la conservación *ex situ*, quienes privilegian las colectas al paso, en mercados de ciudades, pueblos y a veces en las comunidades sin gran esfuerzo analítico, utilizando al agricultor como un donante ingenuo o vendedor, donde no aparece la representación de toda la diversidad genética sino de las formas más comerciales y a veces de lo descartable. En cambio hay un rigor más científico recolectando con los agricultores en sus parcelas y del mosaico de chacras donde se dan sorpresas de las reservas genéticas campesinas en todo su contexto productivo mediante clones y poblaciones heterogéneas y homogéneas.

Lo *ex situ* es un modelo del mundo desarrollado y de sus instituciones, incluidas las que están en el Tercer Mundo en oposición de lo *in situ*, y por ideología aún se mantienen incompatibles por las evidencias presentadas previamente. La ventaja para el segundo modelo es que buena parte de la biodiversidad agrícola cultivada y silvestre es propia del mundo subdesarrollado. Los que preconicen un balance entre ambos modelos, desde posiciones tradicionales siempre se inclinarán por los intereses que representan.

Cualquier cambio positivo como para instituir lo lógico y racional, se podría dar en condiciones de ética, no como parte de un proceso irregular, tecnicista absorbente, sino como un proceso a alcanzarse ordenadamente, casuísticamente, a la luz de las experiencias presentadas.

Al tratarse sobre la estabilidad genética de germoplasma *ex situ*, Harlan sostiene que en las entradas hay una repetida y periódica perturbación; que el ambiente prevaleciente es artificial, inestable, geográficamente extenso, con fuertes presiones de selección, biológicamente caprichoso y a menudo en diferentes direcciones. Que el resultado de todo esto es una enorme cantidad de variaciones conspicuas entre formas muy relacionadas (Harlan, 1975).

Por otra parte, Brush sostiene que se sabe muy poco cómo y por qué se mantiene la diversidad; que es muy posible que los indígenas pueden mantener la diversidad de sus cultivos nativos tal como lo hicieron en los 500 años de la Colonia. Que, el éxito de los agricultores andinos en la protección de la diversidad de papas nativas es una evidencia positiva y que viabiliza la opción de una política de conservación *in situ* (Brush *et al.*, 1981 y 1991).

En el marco de la geopolítica de las semillas Mooney, Fawler y Hobelink llaman la atención, que junto a la crisis ecológica está la crisis de la seguridad alimentaria no sólo para los pueblos del Tercer Mundo. "Que falta desarrollar estrategias justas e integradas para gestionar la riqueza genética, poniendo a los agricultores en la base del desarrollo agrícola y de su propio porvenir". "Que con la revolución verde se perdieron las bases de la agricultura en los mismos centros de diversidad de los cultivos; que las compañías internacionales de semillas gestionaban patentes de propiedad intelectual sobre los primeros eslabones de las cadenas alimenticias, el origen de los cuales estaban en los campos de los campesinos del Tercer Mundo y finalmente que el sistema de los bancos mundiales de genes creados para conservar, para todas estas reservas en cámaras frigoríficas, no estaban en realidad bajo ningún control seguro". "Sin embargo, existen las bases para construir un sistema de conservación seguro, justo y mejor controlado". ... "El poco uso que hacen algunas de estas compañías previa privatización de la investigación agrícola, de los bancos de genes y su afición a utilizar super genes únicos en vez de amplios complejos genéticos" (Mooney, 1979).

También se menciona sobre el nacimiento de una Red Mediterránea sobre el patrimonio genético doméstico, donde se anteponen las dimensiones socio culturales y económicas de los recursos genéticos al componente de germoplasma. Igualmente, el genuino eje de un plan de trabajo, haciendo hincapié en el conocimiento local y tradicional, en los recursos indígenas a salvar y valorizar en favor del desarrollo sostenible. Como temas ejes se citan: cómo mejorar la conservación y uso a nivel local y cómo reformar el entorno sociopolítico que hoy impide poderosamente esta mejora.

Las palabras clave para el enfoque de esta red, que en nuestro caso hay que referirla a la Red Andina, son:

- Conocimientos populares
- Agroecosistemas
- Variedades locales, tradicionales y parientes silvestres
- Cultura andina
- Equilibrio entre los sectores formal e informal
- Enfoque integral
- Conservación dinámica (no estática)
- Coordinación rotativa
- Complementariedad entre metodologías *in situ*, *in horto* y *ex situ*

El caso boliviano de la papa nativa incluyendo a la amarga es muy ilustrativo de lo utópico de nuestras posiciones en insistir que tales relaciones, a) entre lo *in situ* - *ex situ* y b) *in situ* - *ex situ* - *in situ* rompan con los esquemas clásicos basados en normas y valores tradicionales del espejismo de la técnica simple.

Y es que la producción nacional generada en la chacra campesina con la biodiversidad de papas nativas cubre casi el total de la demanda boliviana. La investigación oficial con este germoplasma no responde a esa lógica y se imponen políticas más bien extrañas desde centros internacionales. Los pocos especialistas papeeros bolivianos que emergen son proclives a esta dependencia. Por tanto, la dependencia no permite establecer una relación justa en el caso a) Aquí las expectativas serían que las colecciones de germoplasma respondan a un análisis cuidadoso y profundo de lo *in situ* de acuerdo a los lineamientos y las experiencias que se presentan en el numeral "Nuestras Experiencias Recientes". Las recolecciones tradicionales parten de ese prejuicio de que "todo lo nativo es inferior" y, en consecuencia, los bancos "congelados" no sólo congelan los tubérculos sino a sus curadores. En este sentido, y dentro de una amplia polémica, esperamos una respuesta sobre los logros realmente de impacto a la producción papera campesina desde Toralapa que debe estar en sus tres décadas de funcionamiento.

## Proyecciones de los resultados

A los resultados presentados se suman los Jardines Botánicos:

**Campesinos.** Ocho inventariados hasta el presente y que merecen el seguimiento y acompañamiento técnico, luego las microparcelas con Reservas Genéticas Familiares que nos motivan para proponer a cualquier institución científica de biodiversidad la instalación de lotes vedados familiares, protegidos adecuadamente donde se conserve lo más sobresaliente de lo manejado *in situ*. Estas instalaciones regionales tienen que estar al cuidado de los pioneros.

En cuanto a las formas silvestres de raíces se tienen recolectadas cinco: dos *Mirabilis*, dos *Racachas* y una *Ajipa*, se piensa que sean afines a las cultivadas. Estos refugios serían el sitio adecuado para las caracterizaciones, evaluaciones y de protección y multiplicación permanente de este material. Dentro del programa en el que actuamos aún no se vislumbra la comprensión necesaria del alcance de estas importantes iniciativas que son la proyección lógica de los resultados que se están alcanzando en forma paulatina en el manejo y conservación *in situ* y que se presenta como experiencia boliviana.

## Referencias bibliográficas

- Alarcón, C. 1975. Colección de papas cultivadas de la estación experimental Toralapa, Cochabamba. Tesis UMSS.
- Altieri, J., *et al.* 1987. *In situ* conservation of crop genetic resources thru maintenance of traditional farming systems. *Ec. Bot.* 41:86-89.
- Ballivian, M.; T. Ceballos. 1941. Noticia histórica y clasificación de papas en Bolivia - 2da. Edición. Universidad Mayor de San Simón - Cochabamba.
- Brush, S.B., *et al.* 1981. Dynamics of Andean Potatoes Agriculture. *Ec. Bot.* 35(1):70-88.
- Brush, S.B., *et al.* 1991. A farmer - based approach to conserving crop germplasm. *Ec. Bo.* (45)2: 153-165.
- Cárdenas, M. 1969. Manual de plantas económicas de Bolivia. Cochabamba.
- Darre, J.P. 1985. La parole et la technique, L'univers de pensee des e leveurs du Ternois. L'Harmattan, París.
- Debouck, D.G. 1994. Conservación *in situ* de recursos fitogenéticos. International Plant Genetic Resources Institute., Cali – Colombia and Rome - Italy.
- FAO, 1992. Cultivos marginados: Otra perspectiva de 1492. Roma, Italia.
- Harlan, L. 1975. Crops and man. Am. Society of Agron. Wisconsin.
- Hawkes, J.; J. Herting. 1983. The potatoes of Bolivia. Oxford Press.
- Mooney, P. 1979. Semillas de la tierra. Canadian Co. for Inter Coop. Caxamarca.
- Rea, J. 1985. Recursos fitogenéticos agrícolas de Bolivia. International Plant Genetic Resources Institute La Paz, Bolivia.
- Rea, J. 1992. Raíces Andinas. En: FAO 1992. Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492. Roma, Italia.
- Rea, J. 1994. Manejo *in situ* de germoplasma de RTA en Bolivia. I Reunión boliviana de RTA. PROINPA, Cochabamba.
- Rea, J.; J.A. García. 1994. II Informe de actividades. Conocimiento y utilización de estrategias campesinas de papas nativas *in situ*. CENDA-Centro Internacional de la papa. Raqaypampa, Cochabamba.
- Rea, J. 1989. Evaluación del proyecto papa en 22 comunidades de Ayo Ayo - CIPCA, La Paz.

- Rea, J. 1989. Estructura productiva en Acacio - N. Potosí. INDICEP, Oruro
- Rea, J. 1990. Proyecto producción papa en 7 comunidades de Vacas, Arani. INCCA, Cochabamba.
- Regalsky, P.; *et al.* 1994. Raqaypampa - Los complejos caminos de una comunidad andina. Cochabamba.
- Terrazas, F. 1995. Identificación y estudio de la dinámica de los microcentros de biodiversidad de RTA y manejo, conservación y uso de germoplasma RTA en campos de agricultores. Informe Técnico. Agosto '94 - Febrero '95. PROINPA. Cochabamba.
- Van der Ploeg, J.D. 1989. Papas y metáforas, PRATEC. Lima.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 4 Conservación *ex situ* de germoplasma de cuatro raíces andinas: Chago, yacón, achira y arracacha

*Miguel Valderrama, Juan Seminario*<sup>1</sup>

## Introducción

La Universidad Nacional de Cajamarca, con el auspicio del Programa Colaborativo Biodiversidad RTAs (Convenio UNC-CIP-CONDESAN), inició en 1993 un trabajo de exploración, colección, introducción y conservación de germoplasma de cuatro raíces andinas: chago, yacón, achira y arracacha en un ámbito geográfico que involucra seis departamentos del norte peruano. Los trabajos de investigación sobre estas especies no convencionales (Querol, 1988), han permitido evaluar su potencial de uso a escalas cada vez mayores.

---

<sup>1</sup> Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales.

El enfoque de la conservación *ex situ* es fundamentalmente etnobotánico, lo que implica la colección de material biológico y recojo de información sobre el mismo, sobre los aspectos ecológicos y culturales que sustentan su conservación y uso. La propagación y conservación del germoplasma son vegetativas y se realiza en parcelas o jardines de colecta, en varios lotes y predios.

El enfoque de la conservación *ex situ* es fundamentalmente etnobotánico, lo que implica la colección de material biológico y recojo de información sobre el mismo, sobre los aspectos ecológicos y culturales que sustentan su conservación y uso. La propagación y conservación del germoplasma son vegetativas y se realiza en parcelas o jardines de colecta, en varios lotes y predios.

El manejo del germoplasma en campo, además de las prácticas agrícolas convencionales, orientadas a minimizar el deterioro del material mantenido, considera importante la aplicación de las prácticas campesinas de cultivo y conservación, las cuales fueron aprendidas en las exploraciones etnobotánicas. Ejemplos de estas prácticas son los "capados", el desaporque en arracacha, entre otros. La caracterización morfológica implicó la aplicación de un número mínimo de descriptores cualitativos, que cumplen los requisitos de facilidad de registro y de alto poder discriminatorio. La evaluación del germoplasma durante varias campañas permitió la identificación de entradas promisorias en cada especie, con énfasis en los componentes del rendimiento. Este material promisorio se devuelve a los campesinos.

## Objetivos

Conservar la diversidad genética de chago, yacón, achira y arracacha.

**Lugar de ejecución.** La colección principal se mantiene en parcelas o jardines de colecta, en terrenos de la Universidad Nacional de Cajamarca, ubicada a 7° 10' LS y 78° 30' LO, en el distrito, provincia y Departamento de Cajamarca, a 2,535 msnm. Las medias anuales de temperatura y precipitación son de 14 °C y 700 mm, respectivamente. Algunas características edáficas del sitio de conservación son: suelo franco arcilloso; 1.9 % de materia orgánica; 0.12 % de N; 15 ppm de P; 138 ppm de K.

Debido a que estas condiciones ecológicas no son las más adecuadas para las especies, en los últimos años se realizan actividades de conservación en otras localidades de clima más adecuado.

**Colectas de germoplasma de cuatro raíces andinas.** Geográficamente, el proceso de exploración y recolección de germoplasma, fue en sentido centrifugo, iniciándose en un ámbito local (distrito de Cajamarca) y avanzando hacia la periferia, hasta abarcar la mayor parte del norte peruano. La exploración se dirigió en primer lugar, hacia los lugares donde se advertía que las especies eran importantes. Se han explorado hasta el momento 6 departamentos, 22 provincias y 56 distritos del norte peruano (Figura 1). En un principio, estas exploraciones se realizaron en forma indiscriminada, tratando de acopiar un número considerable de entradas, lo cual permitió ir conociendo la variabilidad fenotípica dentro de cada especie (Seminario, 1988). El trabajo se inicia con

exploraciones *in situ* junto al campesino. Se colecta principalmente material vegetativo (5-10 propágulos/entrada) y secundariamente semillas y material para herbario. En estas primeras aproximaciones se detectan y colectan especies y con base en descriptores campesinos, se hace una primera descripción de cultivares locales y parientes silvestres.

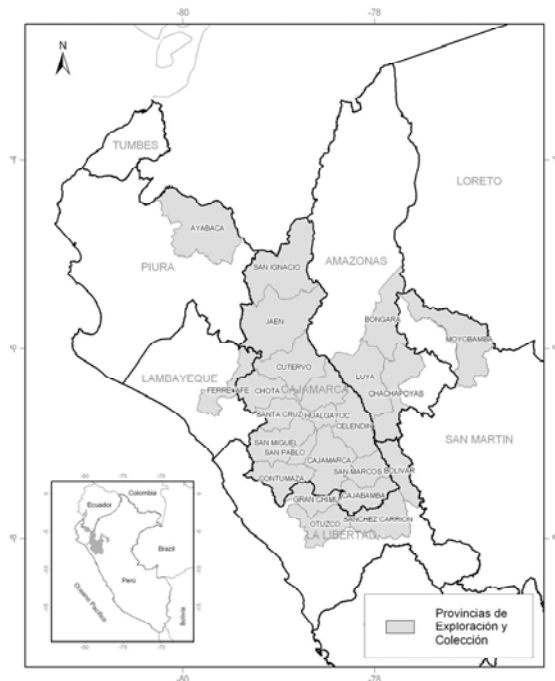
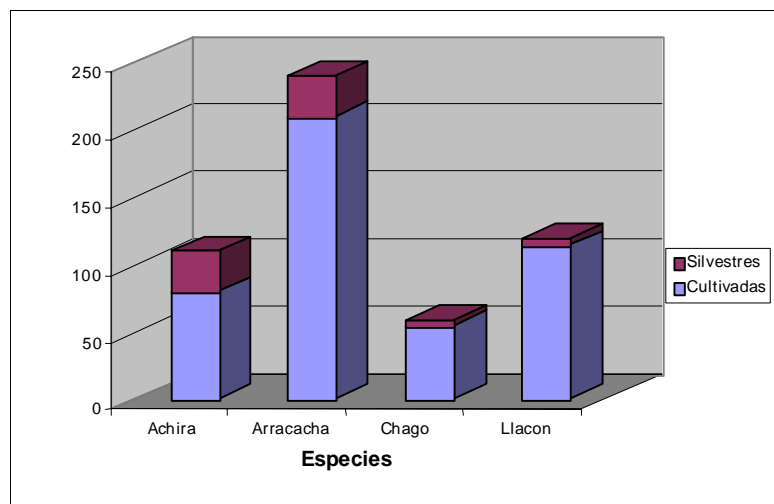


Figura 1. Ambito de exploración y colección de germoplasma de chago, yacón, achira y arracacha en el norte Peruano.

Desde 1991 a la fecha, se colectaron un total de 516 entradas, distribuidas de la siguiente forma (Figura 2): 109 de *Canna* (31 parientes cercanos), 235 *Arracacia* (30 silvestres), 56 de *Mirabilis* (11 silvestres) y 119 de *Smallantus* (tres silvestres). Del total de colectas (516), el 15% corresponde a parientes silvestres.

Figura 2. Número de colectas de cultivares y parientes silvestres de cuatro raíces Andinas, realizadas por la Universidad Nacional de Cajamarca: 1991-2000.



En la Figura 3 se observa la evolución de las colectas en el periodo 1991-2000. En los primeros años del programa (93-95), el énfasis de las colectas estuvo dirigido a chago, yacón y achira. En el caso de achira, las últimas colectas se hicieron en 1988. Desde 1994 se inició la colección de arracacha, alcanzando el máximo de colectas en 1996 (88 entradas), año en el cual hubo buenas condiciones meteorológicas que favorecieron la producción de propágulos en las provincias de Chota, Cutervo y Santa Cruz. En estas provincias, la variabilidad genética de arracacha es muy amplia. En el último año las colectas se incrementaron en 8% en relación al año anterior, distribuidos como sigue: chago 3 (todas silvestres), yacón 5 (todas cultivadas), arracacha 38 (26 silvestres y 12 cultivadas). La mayor parte de las colectas del último año 74 % corresponden a parientes silvestres de arracacha y chago.

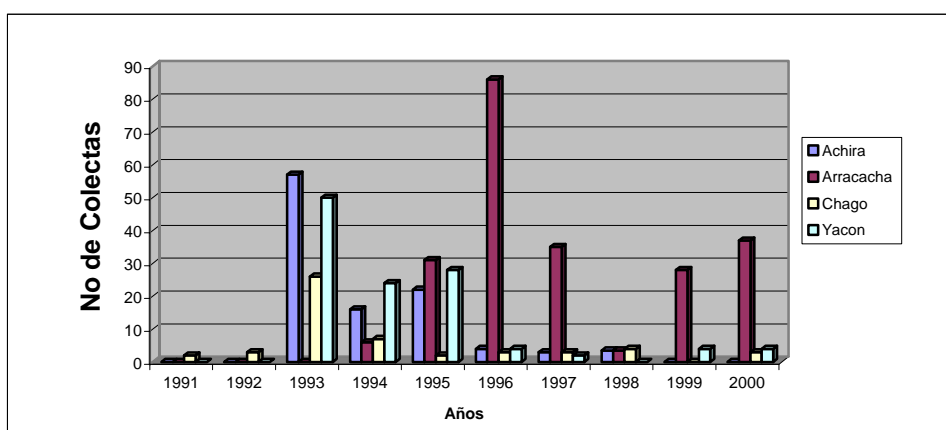


Figura 3. Número de colectas de cultivares y parientes silvestres de cuatro raíces andinas, realizadas por la UNC: 1991 – 2000.

En los últimos años, aunque la colección de germoplasma ya no es prioritaria, se continuó con esta actividad por las siguientes razones: (a) Hay necesidad de coleccionar los parientes silvestres especialmente de chago y arracacha, con el propósito de identificarlos y establecer las relaciones biosistemáticas con sus parientes cultivados. Esta actividad permitió explorar nuevas zonas, especialmente hacia el oriente (Amazonas) y coleccionar materiales cultivados, (b) Los morfotipos cultivados que existen en la colección están definidos y descritos y sólo se coleccionaron materiales que probablemente constituyen nuevos morfotipos.

## Conservación y pérdidas de germoplasma en campo

En la Tabla 1 se expone además del número de colectas totales por especie, el número y porcentaje de entradas conservadas actualmente y las pérdidas durante el periodo de 1991-2000.

Tabla 1. Germoplasma de raíces andinas conservado por la UNC (a setiembre del 2000)

Especie	Colectadas*	Conservadas		Perdidas	
		No.	%	No.	%
Achira	109	103	94	6	6
Racacha Arracacha	235	168	72	67	28
Chago Mauka	56	46	82	10	18
Yacón Lakwash	119	102	86	16	14
Total/Promedio	516	419	84	99	19

\*Incluye parientes silvestres.

Del total de entradas colectadas, el 19% se perdieron en el lapso considerado. La evolución de las pérdidas por año en el lapso 1993-2000 fue variable (Figura 4). Las pérdidas en yacón se produjeron en 1994 debido al efecto de pudrición por exceso de agua en el suelo. En cambio, las mayores pérdidas para arracacha y chago se registraron en 1998 (pos fenómeno del Niño), causadas por pudrición (*Fusarium* sp.) debido al exceso de agua en el suelo y en segundo lugar, debido a efecto de las heladas. En arracacha se registró el mayor porcentaje de pérdidas acumulado (67 = 28 %), en el lapso de cinco años (1996-2000).

El balance general de la conservación *ex situ*, del germoplasma de estas cuatro raíces andinas, durante el periodo 1991-2000 en la UNC (Figura 4), indica que achira (*Canna edulis*), es la especie menos vulnerable a los factores bióticos y abióticos adversos del medio. En el otro extremo se ubican la arracacha en primer lugar y el chago en segundo lugar, especies que mostraron alta susceptibilidad a patógenos fúngicos cuando hay exceso de humedad. En una posición intermedia se ubica el yacón. Sin embargo, las cuatro especies son muy susceptibles a las heladas frecuentes en la zona (-3 a -9 °C), aunque todas muestran buena capacidad de rebrote.

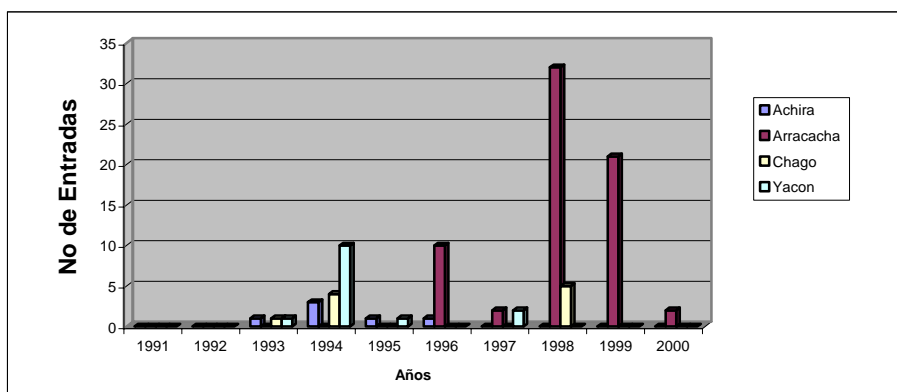


Figura 4. Número de entradas perdidas por año del germoplasma de cuatro raíces andinas de la UNC.

La prevención fitosanitaria, las labores culturales adecuadas (sobre todo el riego) y las épocas de siembra, son factores a tomar en cuenta para lograr mejores resultados en la conservación *ex situ* de estas especies.

Debido a que las condiciones climáticas de la localidad de Cajamarca, donde se mantiene la mayor parte del germoplasma, no son las más adecuadas, principalmente por la caída de heladas con cierta frecuencia y a excesos de humedad en los meses de lluvia (napa freática alta), una réplica de germoplasma de arracacha (85 entradas) se instaló en la localidad de Hualqui (distrito de Jesús), este material se mantiene en buen estado. Por razones semejantes y en la estrategia de vigorizar las relaciones *ex situ-in situ*, otras réplicas de germoplasma se instalaron en lotes y predios diferentes. En la Tabla 2 se expone la ubicación de los lotes de mantenimiento, el número de entradas por lote y el número de años que se mantiene sin cosechar ni hacer nuevas siembras.

**Tabla 2. Ubicación de lotes de mantenimiento de germoplasma, número de entradas por lote y tiempo de mantenimiento.**

Especie	Localidad	Pedio	Altitud (msnm)	Lote	No. entradas	No. años	
Achira	Cajamarca UNC	1	2 535	1	52	5	
				2	103	4	
Arracacha	Cajamarca UNC	1	2 535		126	2	
				La Bendiza	1	96	1
				Hualqui	1	85	0.5
				<b>Cutervo</b>			
				Minas	1	15	1
				Huarrago	1	15	1
				Puquio	1	04	1
Chago	Cajamarca UNC	1	2 535	1	17	2	
				2	46	1	
Yacón	Cajamarca UNC	1	2 535	1	80	4	
				2	102	1	

### Manejo del germoplasma en campo

Los aspectos de manejo agronómico y algunos requerimientos de los cultivos se detallan en la Tabla 3. Predomina la propagación vegetativa en todas las especies; sin embargo, en chago se realizaron evaluaciones de producción a partir de semilla sexual, con rendimientos relativamente inferiores a los encontrados en siembras con semilla vegetativa. En las otras especies las pruebas de producción a partir de semilla no fueron exhaustivas.

El sistema de siembra más utilizado es en surcos; sin embargo, en el último año, el germoplasma de arracacha fue sembrado bajo el sistema de camellones. Los primeros

resultados indicaron que hay un incremento del 13 % en la productividad respecto al sistema convencional (Coronel, 2000). No obstante, este sistema incrementa los costos de mano de obra y sólo es recomendable en zonas con periodos de lluvia bien definidos. El distanciamiento de siembra varía de 1-0.70 m entre surcos y de 0.70-0.50 m entre plantas.

Se considera que el número mínimo de plantas a mantener en campo debe ser 10, dadas las condiciones climáticas adversas en las que se conserva.

Dos lotes de germoplasma de achira, que constan de 52 y 103 entradas, se mantienen desde hace 5 y 4 años respectivamente en el mismo lugar, sin ser cosechados. Las labores de manejo de estos lotes consisten en dos deshierbos al año, un riego en época de estiaje y podas cada seis meses (Tabla 3), para evitar cruzamiento entre cepas de entradas diferentes.

Un lote de 126 entradas de arracacha, sembrado con el sistema de camellones se mantiene durante 15 meses sin cosechar.

Un lote de 17 entradas de chago, se mantiene por dos años, sin cambio de lugar ni cosecha. Las labores principales para su manejo son deshierbos, riegos y aporques.

En yacón se mantiene un lote 80 entradas por cuatro años consecutivos en el mismo lugar. El manejo consiste en "capados" periódicos (extracción de raíces maduras), para proveer raíces a ensayos de deshidratación y propágulos para experimentos de producción. Otras labores aplicadas son deshierbos, riegos en épocas de estiaje y podas cuando la parte aérea se muere naturalmente por efecto de las heladas.

Réplicas del germoplasma de yacón y chago (98 y 44 entradas, respectivamente) fueron reubicadas, de manera que las entradas están ordenadas según morfotipos, lo cual permite una mejor disposición y manejo de material.

El objetivo de mantener más de una réplica de entradas en el mismo predio y no cosechar anualmente, es alargar el tiempo de mantenimiento en campo, disminuyendo los costos de cosechas y plantaciones anuales, y tener material biológico suficiente para otras evaluaciones y pruebas. Los parientes silvestres se mantienen en invernadero.

Tabla 3. Manejo en campo del germoplasma de cuatro raíces andinas

Especie	Formas de propagación		Siembra			Labores culturales							Periodo crecimiento (meses)	
	Vegetativa	Semilla	Forma	Dist. surcos/ plantas (m)	Mínimo plantas/ entrada	Des- hierbos	Apor- ques	Riegos*	Podas	Capados	Control sanitario			Fertiliz.o rgánica
											plagas	Enferme- dades		
Achira	Rizomas	Sí	Surcos	0.8 / 0.6	6	2	2	1	2	Rizomas	no	no	no	9-11
Arracacha	Colinos, Tallo	¿	Surcos Camellón	0.8 / 0.50	15	4	0	3	0	Raíces y brotes	si	si	Sí	8-12
Chago	Tallos subterráneos esquejes	si	Surcos	0.70 / 0.60	10	3	1	3	1	Raíces y cepa	Sí	no	no	9-12
Yacón	Cepa esquejes	si	Surcos	0.80 / 0.60	6	3	1	2	1	Raíces y cepa	no	no	Sí	10-12

## Estado de la documentación del germoplasma de cuatro raíces, conservado *ex situ*

La caracterización morfológica del germoplasma en tres especies de chago, yacón y achira fue realizada en el 100 %. De igual modo, se completó el agrupamiento en morfotipos para las tres especies.

## Criterios de caracterización y agrupamiento de germoplasma en morfotipos

El número de descriptores morfológicos cualitativos para cada especie y el número de morfotipos se detallan en las Tablas 4 y 5. Se utilizó un número de descriptores básicos con características de funcionalidad y fácil aplicabilidad en campo. Sólo algunos estados de descriptores cuantitativos fueron sometidos a redefinición en el último año.

**Tabla 4. Estado de la documentación del germoplasma de cuatro raíces andinas (en % de entradas)**

Especie	Total entradas mantenidas	Datos pasaporte	Caracterización morfológica	Evaluación preliminar
Achira	103	100	100	100
Arracacha	168	100	40 96*	94*
Chago	46	100	14 100	100
Yacón	102	100	50 100	100
			31	

\*Se refiere a 96% y 94% respectivamente del total de cultivadas. Los parientes silvestres están en proceso de identificación taxonómica.

**Tabla 5. Número mínimo de descriptores cualitativos para la caracterización de cuatro raíces andinas**

Especie	Descriptores								
	Planta	Hoja	Tallo	Flor	Fruto y semilla	Raíz	Rizoma	Cepa	Total
<i>Mirabilis expansa</i>	1	9	2	7	2	7	-	1	29
<i>Smallantus sonchifolius</i>	2	9	3	7	1	3	-	2	27
<i>Canna edulis</i>	-	10	2	13	4	-	4	2	35
<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	1	7	1	-	-	8	-	-	17

En arracacha, el concepto de “forma hortícola” fue el primer nivel de caracterización basado en el color de la pulpa de la raíz, que es altamente discriminatorio y de fácil registro. Según este descriptor, el germoplasma se clasifica en dos grandes grupos: blancas y amarillas. Luego, cada uno de estos se subdividen en blancas pigmentadas y amarillas pigmentadas, lo que resulta en cuatro formas hortícolas. Las entradas caracterizadas se agrupan de la siguiente forma: 26 % amarilla, 2 % amarillas pigmentadas, 48 % blancas y 24 % blancas pigmentadas.

El segundo nivel de agrupamiento fue morfotipos, los cuales en el último año se incrementaron de 37 a 40 (Tabla 6). El agrupamiento de los morfotipos según forma hortícola resulta en: amarillas 30 %, amarillas pigmentadas 5%, blancas 43 %, y blancas pigmentadas 22 %.

**Tabla 6. Morfotipos y parientes cercanos de cuatro raíces andinas conservados por la Universidad Nacional de Cajamarca**

Especie	Estado biológico	No. morfotipos	Parientes silvestres identificados
<i>Canna edulis</i>	Cultivares	10	
	(comest.)	15	
	Ornamentales	06	
	Intermedias		
<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	Cultivares	40	
	Silvestres	4	<i>A. peruviana</i> ; <i>A. incis</i> ; <i>A. elata</i> ; <i>A. ecuatorialis</i>
<i>Mirabilis expansa</i>	Cultivares	5	
	Silvestre arvenses	5	<i>M. postrata</i> ; <i>M. expansa</i> y <i>M. intercedens</i>
<i>Smallantus sonchifolius</i>	Cultivares	8	
	Silvestres–arvenses	3	<i>Smallantus siegesbekius</i> <i>Siegesbeckia jorullensis</i> <i>Munnosia lirata</i>

### Identificación de entradas promisorias

Dentro del proceso de conservación *ex situ*, las evaluaciones preliminares del germoplasma de chago, achira y yacón en tres campañas y el de arracacha en dos campañas y dos localidades (UNC y La Bendiza), permitieron identificar entradas que destacaron por su rendimiento en raíces. En la Tabla 7 se muestra una relación de entradas para cada especie, las cuales presentaron buen comportamiento. Estas deben ser sometidas a pruebas de rendimiento con diseño estadístico adecuado.

En el caso de chago se identificaron 10 entradas dentro de tres morfotipos, como promisorias por su rendimiento en raíces. En yacón fueron identificadas 16 entradas promisorias que corresponden a los tres morfotipos de mayor distribución en el norte peruano. En achira las entradas seleccionadas como promisorias fueron 14, las que corresponden a siete morfotipos comestibles. Para arracacha se agrupó las entradas promisorias según la forma hortícola a la cual pertenecen; de estas, nueve entradas corresponden a la forma hortícola amarilla, ocho a la forma hortícola blanca (entradas: 7, 28, 46, 49, 61, 66, 116 y 140) y cinco entradas (9, 86, 91, 93, y 141) a la forma hortícola

blanca pigmentada. No se encontraron entradas promisorias en la forma hortícola amarilla pigmentada (Tabla 7).

**Tabla 7. Entradas promisorias del germoplasma de cuatro raíces andinas conservadas por la Universidad Nacional de Cajamarca**

Especie	Morfotipo	Entradas promisorias	Rendimiento promedio (kg/planta)
Chago	I	15, 25, 28, 29	4.20 (3.6)
	II	08, 18, 19	(2.1)
	III	16,20,21	2.70 (1.2)
Yacón	I	12, 23, 26, 28, 45	1.70 (3.8)
	II	31, 38, 40, 60, 70, 118	5.0 (4.0)
	III	08, 10, 15, 50, 52	5.60 (2.6)
Achira	I	69	5.50 (4.2)
	II	35, 37, 49	3.50 (2.7)
	III	32	4.0 (5.6)
	IV	39, 58	3.70 (1.6)
	V	01, 08, 18, 44	5.0 (3.3)
	VI	05, 54	4.0 (6.8)
	VII	65	5.0 (2.2)
Arracacha	Amarillas	08, 18, 19, 43, 81, 114, 120, 126, 193	1.40 (5.5)
	Blancas	07, 28, 46, 49, 61, 66, 116, 140	1.65 (6.2)
	Blancas Pigmentadas	09, 86, 91, 93, 141	

Los datos entre paréntesis corresponden a la desviación standard: Tamaño de muestra: 5 plantas/entrada.

No. de campañas: Chago y achira 3 campañas (1995, 1996, 1997).

Yacón , rendimientos promedio de 3 campañas (1996, 1997, 1998).

Arracacha, rendimientos promedio de 2 campañas (1998, 2000).

## Conclusiones

El ámbito de exploración y colecta de germoplasma de las cuatro raíces andinas, comprendió seis departamentos, 22 provincias y 56 distritos del norte peruano.

Durante el periodo 1993-2000 se colectaron 516 entradas de cuatro raíces andinas (chago, yacón, achira y arracacha), 15% corresponden a parientes silvestres. En el último año se colectó el 8 % del total, en su mayor parte silvestres (74 %). Las pérdidas totales fueron del 19 % y fueron más altas en arracacha (28 %) y más bajas en achira (6 %).

## Referencias bibliográficas

Coronel, T. 2000. Informe de prácticas pre-profesionales. Programa de Investigación de Raíces Andinas. UNC – FCAF. Cajamarca 35 p.

Querol, D. 1988. Recursos genéticos, nuestro tesoro olvidado. Industrial Gráfica S.A. Lima, Perú.

- Seminario, J. y M. Valderrama. 1999. Línea de Acción: Conservación y utilización de Germoplasma de Raíces Andinas. Informe Anual 1998-1999. Universidad Nacional de Cajamarca, Banco de Germoplasma de Cultivos Andinos. Programa Colaborativo Conservación y Uso de la Biodiversidad de Raíces Andinas (CIP-COSUDE-CONDESAN)
- Seminario, J.; I. Sánchez y M. Valderrama. 2000. Línea de acción: Conservación y Utilización de Germoplasma de Raíces Andinas. Informe Anual 1999-2000. Universidad Nacional de Cajamarca, Banco de Germoplasma de Cultivos Andinos. Programa Colaborativo Conservación y uso de la Biodiversidad de Raíces Andinas (CIP-COSUDE-CONDESAN).
- Seminario, J.; C. Granados y J. Ruiz. 1999. Recursos Genéticos de Raíces Andinas: I. Exploración para Chago, Yacón, achira y arracacha en el norte del Perú. En: Raíces y Tubérculos Andinos. Avances de Investigación I. Fairlie, T., M. Morales y M. Holle (editores). CIP-CONDESAN. Lima Perú.
- Sevilla, R.; M. Holle. 1995. Recursos Genéticos Vegetales. Producción Personal. CIP-UNALM, Lima, Perú.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 5

## Genética de las células somáticas de raíces y tuberosas andinas

*David Talledo<sup>1</sup>, Carola Escobar<sup>1</sup>*

### **El ciclo celular: Generalidades**

El número y morfología de los cromosomas de los organismos eucariontes se estudian con mayor facilidad durante la metafase mitótica. Sin embargo, esta es sólo una etapa, por lo general bastante breve, del ciclo celular. Para desarrollar un análisis cariotípico a nivel de contaje y de evidenciación cromosómica es indispensable ubicar el preciso momento en el cual los cromosomas presentan su mayor grado de condensación. Este período suele durar sólo algunos minutos y depende de factores genéticos y ambientales.

---

<sup>1</sup>Universidad Ricardo Palma, Lima, Perú.

El ciclo celular es el mecanismo universal de reproducción de las células eucariontes, cuyo evento principal es la reproducción del número de cromosomas, siendo la mitosis el mecanismo de división de los cromosomas, del núcleo y de toda la célula.

El ciclo celular completo (regular) del organismo en crecimiento comprende dos etapas: la interfase (prolongada) y la mitosis (más breve: de 1/7 a 1/10 de todo el ciclo celular), que consta de cuatro fases – profase, metafase, anafase y telofase.

Durante la interfase es posible observar un período S (síntesis) y dos periodos G, G1 (anterior a S) y G2 (posterior a S). Durante el periodo comprendido entre la telofase y la fase S, los núcleos presentan la cantidad de material genético propio de la especie (2n). Durante la fase S esta cantidad aumenta paulatinamente y a partir del período G2 hasta la siguiente telofase es el doble. Sin embargo, el ciclo celular no siempre termina con la división celular (Figura 1). Los periodos G1 y G2 no son sólo espacios de transición al período S y a la mitosis, sino también son espacios de decisión sobre si la célula continúa o no en el ciclo de la división o si se separa temporalmente o definitivamente de él.

Los ciclos celulares incompletos pueden ser de dos tipos:

1. Cuando se reducen las fases finales de la mitosis y como resultado (de esta mitosis poliploidizante) se forma una célula con un complemento cromosómico duplicado y separado.
2. Cuando se reducen toda las fases de la mitosis (las células se bloquean en G2) y como resultado se forma una célula con cromosomas (cromátides) duplicados pero que no se separan; en el siguiente ciclo, con diplocromosomas y, luego de varias endoreproducciones, con cromosomas politénicos.

## Materiales y métodos

El ciclo celular, número y morfología cromosómica se estudian en las células en división de los tejidos meristemáticos, el endosperma de las semillas o en el polen. Los tejidos meristemáticos se dividen en apicales, remanentes, secundarios y meristemoides. Los cromosomas se ven mejor en células de tejidos que no contengan sustancias almacenadas. Por ello, el estudio de los cromosomas se realiza principalmente en láminas preparadas a partir del meristema radicular, la base de hojas jóvenes, los conos de crecimiento del tallo, así como en láminas de polen.

El estudio del ciclo celular consta de las siguientes etapas experimentales: selección de la muestra (meristemas radicales): fijación coloración; squash (aplastado), análisis al microscopio; obtención de microfotografías (documentación de los resultados), evaluación de los índices mitóticos parciales y totales y cálculo de la duración en horas del ciclo celular asumiendo un valor medio para un ciclo completo e interpretación de los mismos (Talledo *et al.*, 1995).

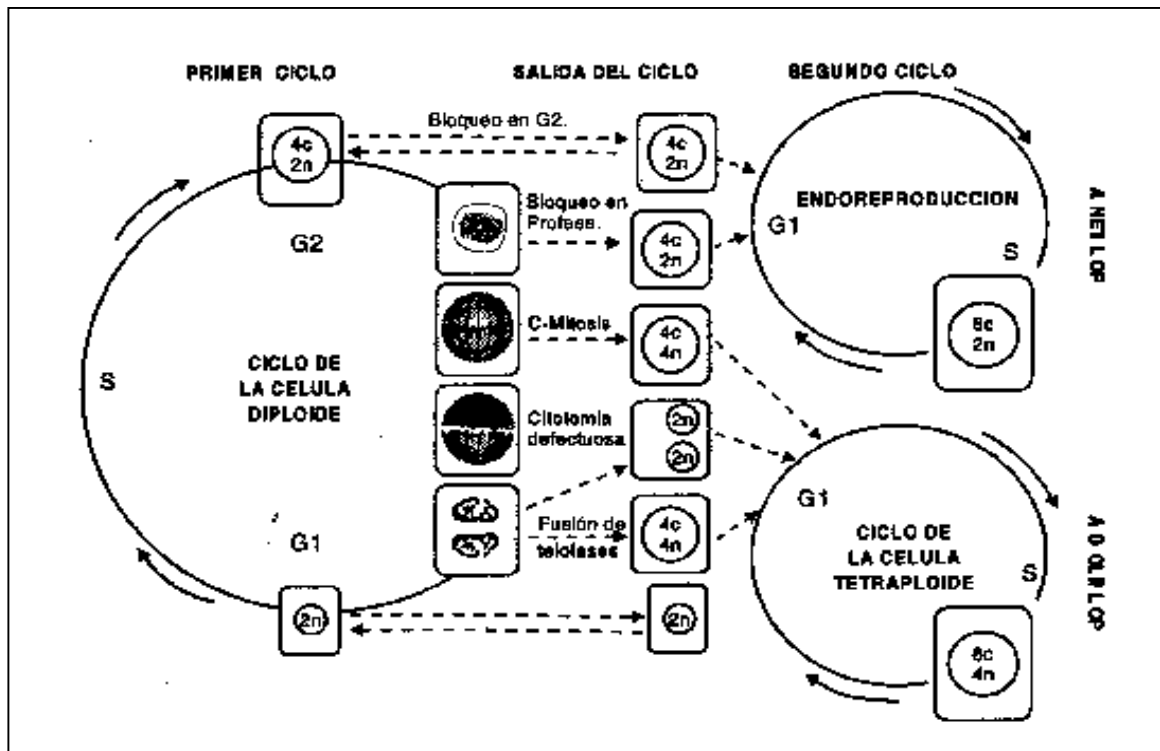


Figura 1. Mecanismos de multiplicación del genoma durante el ciclo celular.

Para el análisis del número y morfología cromosómica es necesario establecer el período en el cual se dividen intensamente las células meristemáticas. Los resultados obtenidos en el estudio del ciclo celular permitirán determinar este período estableciendo la mejor hora del día para la prefijación, en función del número de células en división y de los componentes del índice mitótico. Luego de la prefijación con colchicina o alfa-bromonaftaleno (ABN) se procede a: la fijación; maceración y coloración de las raíces fijadas; prensado o squash; observación al microscopio de las láminas montadas y selección de las mejores células; toma de microfotografías; análisis de las fotografías (conteo cromosómico, mediciones, estudios de la estructura y parámetros morfológicos entre ellos (Talledo *et al.*, 1995; Escobar y Talledo, 1995) (Figura 2).

## Importancia de los estudios citológicos y genéticos en tuberosas andinas

Debido a las consideraciones, observadas y reportadas por muchos investigadores (Gibbs. *et al.*, 1978; Naranjo *et al.*, 1983; Turkov *et al.*, 1984; Pijnacker *et al.*, 1989; Talledo *et al.*, 1993) como:

- La gran variabilidad de reportes respecto al número, tamaño y forma de los cromosomas de las especies de este grupo
- La dificultad para evidenciar cromosomas mitóticos, especialmente metafásicos

- La alteración de las características de las muestras originales del germoplasma (oca) introducido para su reproducción *in vitro* y
- La insuficiencia de los métodos utilizados en la evaluación de su estabilidad genética.

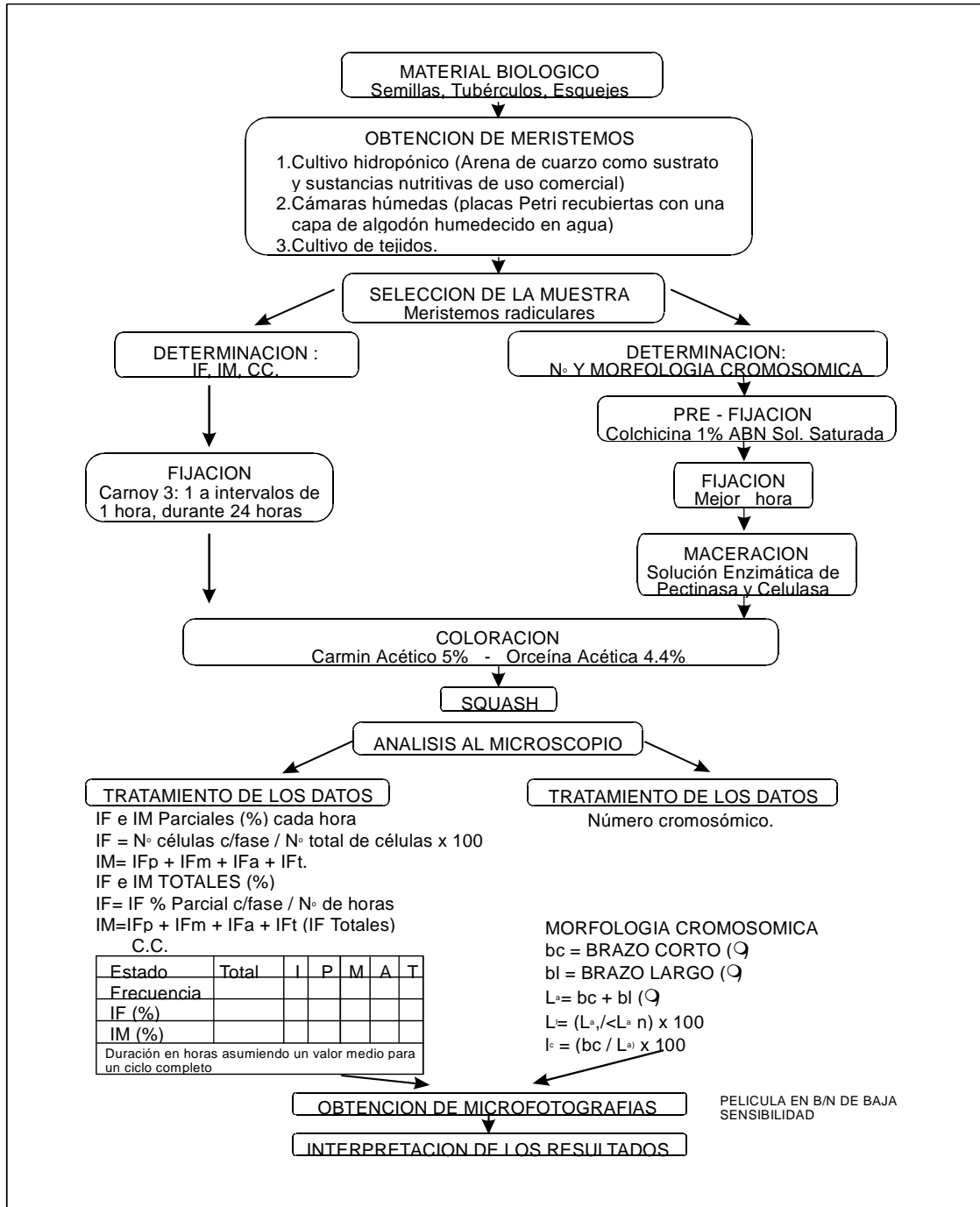


Figura 2. Protocolo de trabajo.

Hemos considerado conveniente iniciar nuestros estudios a partir de la secuencia del ciclo celular, lo cual nos permitirá responder parcialmente a alguno de los problemas planteados en tuberosas andinas.

## Aplicaciones del estudio del ciclo celular

El estudio del ciclo celular nos permite (del Campo, 1988; Talledo y Escobar 1995):

- Eliminar el factor del azar y utilizar criterios objetivos para la toma de las muestras.
- Esclarecer las causas que determinan el importante rol de la poliploidia en el proceso de diversificación de las especies propias de zonas montañosas.
- Determinar las causas de la divergencia de reportes en cuanto a números cromosómicos en algunas especies; y,
- Esclarecer las causas de la variación somoclonal observada en algunos cultivos reproducidos *in vitro*.

## Ciclo celular regular o completo, ejemplo: ashipa (*Pachyrhizus tuberosus*) y ahipa (*Pachyrhizus ahipa*)

*Pachyrhizus tuberosus* y *P. ahipa* son dos raíces andinas pertenecientes a la familia Fabaceae, ricas en potasio y vitamina C. Estas raíces, de sabor dulce y pulpa blanca son consumidas generalmente crudas acompañando las ensaladas de verduras o frutas, aunque a veces son cocidas al vapor y fritas a fuego lento. Por su agradable y refrescante sabor son muy apreciadas y populares en los meses de verano (National Research Council, 1989).

Estas especies presentan dos peculiaridades importantes (Kjaer y Sorensen, 1994):

- La capacidad, única entre las leguminosas, de formar raíces reservantes.
- A diferencia de las demás raíces andinas, presentan simbiosis con las bacterias del género *Bradyrhizobium*, fijadora del nitrógeno libre de la atmósfera.

Con base en la evaluación cíclica para un período de 24 horas del Índice de Fase (IF) e Índice Mitótico (IM) parciales y totales se estableció que la mejor hora para la fijación con inhibidores es a las 14:00 horas (IM= 16 %), presentándose un pico secundario bastante breve a las 19:00 horas. Durante las demás horas los IM fueron bajos, fluctuando entre 2 % de la población celular. Al analizar el ciclo celular en su conjunto encontramos que sólo entre las 13:40 y 14:20 aprox. parece desarrollarse francamente la mitosis (Figura 3).

La curva del gráfico nos permite asumir un valor medio de 7 horas para un ciclo completo por lo que la duración del ciclo mitótico en base a la evaluación de los IF e IM totales, es de 43 minutos, de los cuales 24 minutos son ocupados por la Profase; 7 minutos por la Metafase, 5 minutos por la Anafase y 7 minutos por la Telofase (Tabla 1).

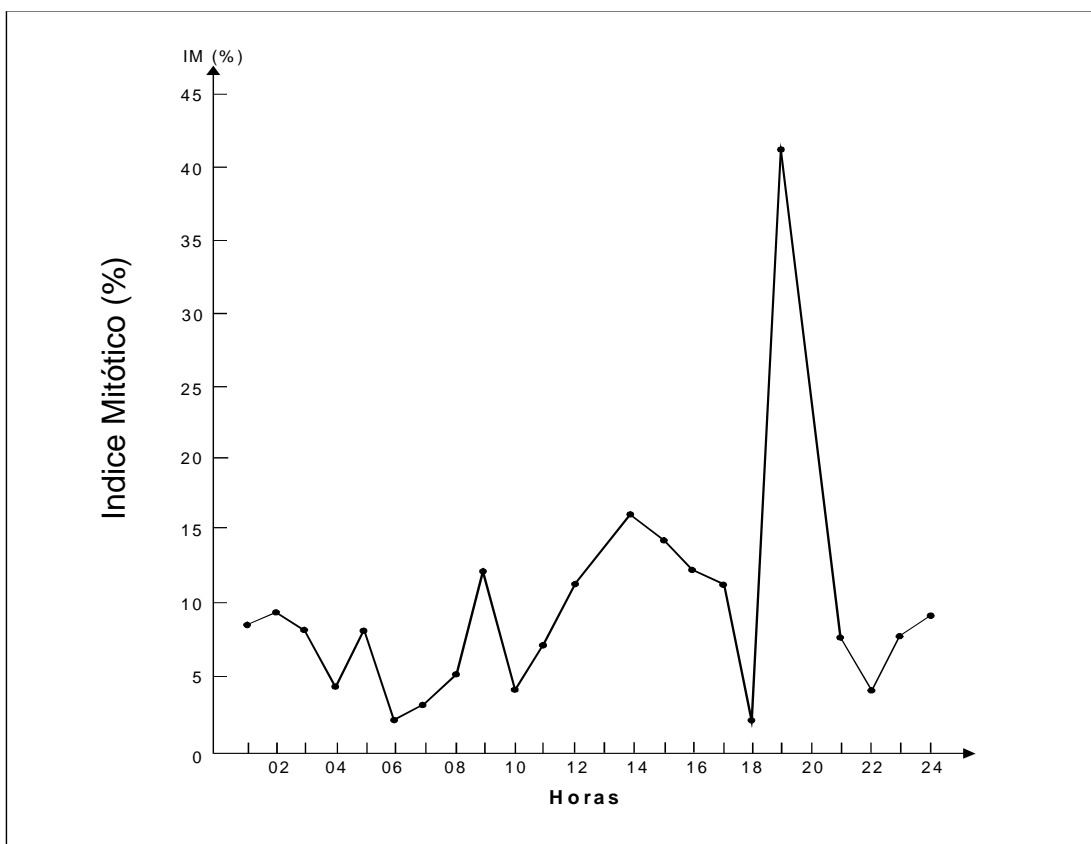


Figura 3. Secuencia del ciclo celular en Pachyrhizus.

### Ciclo celular irregular o incompleto, ejemplo: Oca (*Oxalis tuberosa*)

El género *Oxalis* está formado por 800 especies, distribuidas en casi todo los hábitat de América del Sur y de África del Sur (Marks, 1956). No esta citado.

La oca (*O. tuberosa*) es conocida como la de mayor importancia económica entre las especies de este género, debido a su alto contenido proteico y lipídico, así como su capacidad de tuberizar, singular entre las especies de *Oxalis*.

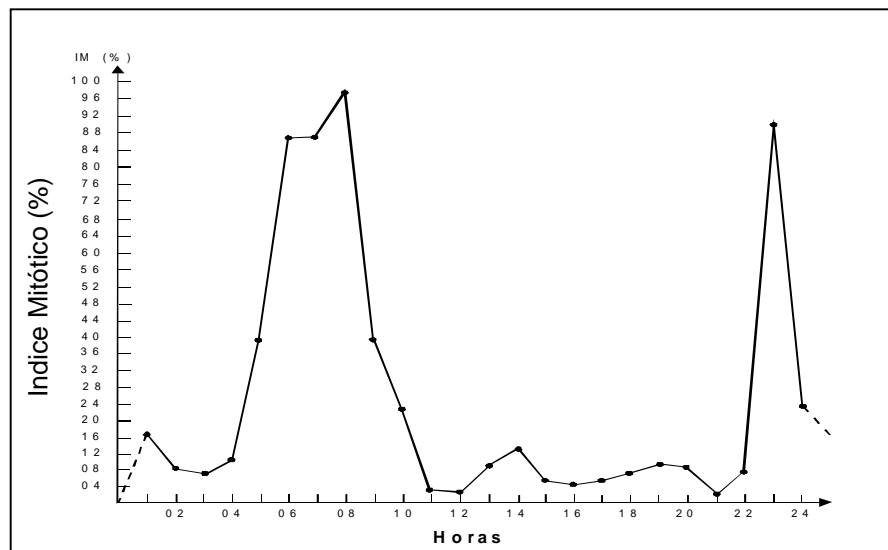
Aunque el origen de la oca es poco conocido, los contajes cromosómicos demuestran que éstas son poliploides en la mayoría de los casos, lo que refleja su capacidad de adaptación a condiciones climáticas severas y altas elevaciones (De Azhue y Martínez, 1990).

**Tabla 1. Determinación de los Índices de Fase (IF) e Índice Mitótico (IM) totales y de la duración del ciclo celular en *Pachyrhizus*.**

Estado	Total	Interf.	Prof.	Metaf.	Anaf.	Telof.
Frecuencia	25 976	23 337	1 ,478	414	298	449
IF (%)	100	89.84	5.69	1.59	1.15	1.73
IM (%)	10.76	=	(5.69 +	1.59 +	1.15	1.73)
Duración hr	7:00	(6.29)	(0.40)	(0.11)	(0.08)	(0.12)
Asumiendo un valor medio para un ciclo completo = 7:00 hr	7:00	6:17	0:24'	0:07'	0:05'	0:07'

Con base en la evaluación cíclica para un período de 24 horas de los Índice de Fase e Índice Mitótico parciales y totales, se estableció que la mejor hora para la prefijación está comprendida entre las 07:30 y las 08:30 horas (IM=92.17 %). Durante las demás horas los IM fueron bajos, fluctuando entre 2 % (21:00) y 23 % (24:00). Sin embargo, los valores del IM registrados para las 23 horas fueron extrañamente elevados, alcanzando el 89.19 %. En estas condiciones el ciclo celular parece durar seis horas, sin embargo esto se debe a la alteración de su flujo normal (Figura 4).

Es posible observar que entre las 06:00 y las 08:00 horas y luego a las 23:00, el porcentaje de profases ocupa la mayor parte de la población celular en división. Durante las demás horas, excepto las 23:00, se acumularon telofases. Las fases restantes (metafases y anafases) parecen presentarse en pequeña proporción, o no presentarse. Esto nos indicaría la irregularidad del ciclo celular. La permanencia de las células en fase anterior, por lo que el material genético, luego de duplicarse en la interfase, no necesariamente se va a distribuir entre las células hijas. La aparente duración de seis horas de amitosis no corresponde a la de un ciclo normal (que suele ocupar entre 45' y 75') (Figura 5).



**Figura 4. Secuencia del ciclo celular en *Oxalis*.**

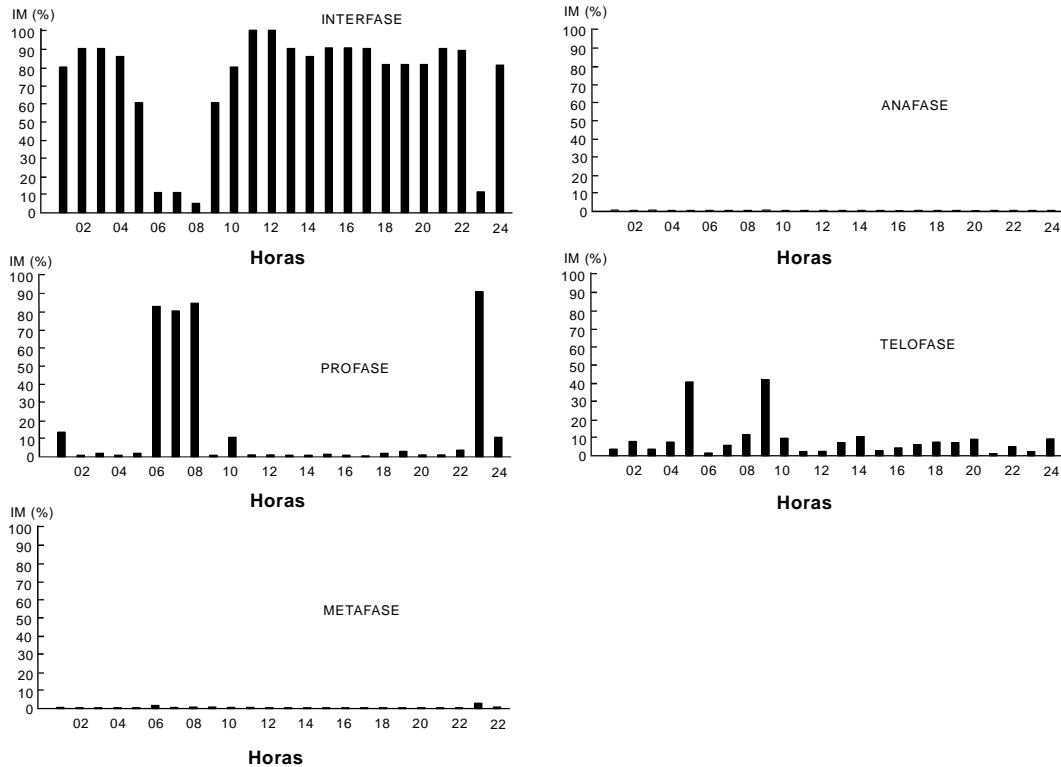


Figura 5. Secuencia de los Indices de Fases en *Oxalis tuberosa*.

Al analizar el ciclo celular en su conjunto encontramos que sólo entre las 07:00 y 08:00 horas parece desarrollarse francamente la mitosis, aunque a través de la acumulación de profases. Como se observa en la Tabla 2, el ciclo normal de división se estaría produciendo sólo en parte de esta población y su duración sería de 75 minutos.

Tabla 2. Determinación de los Indices de Fase (IF) e Índice Mitótico (IM) totales y de la duración del ciclo celular en *Oxalis*.

Estado	Total	Interf.	Prof.	Metaf.	Anaf.	Telof.
Frecuencia	24,597	18,442	3,828	93	21	2,213
IF (%)	100	74.98	15.56	0.38	0.308	9.00
IM (%)	25.02	=	(15.56 +	0.38 +	0.08	9.00)
Duración hr	5:00	(3.75)	(0.78)	(0.02)	(0.01)	(0.45)
Asumiendo un valor medio para un ciclo completo = 5:00 hr	5:00	3:45'	0:47'	0:01'	0:0'06''	0:27'

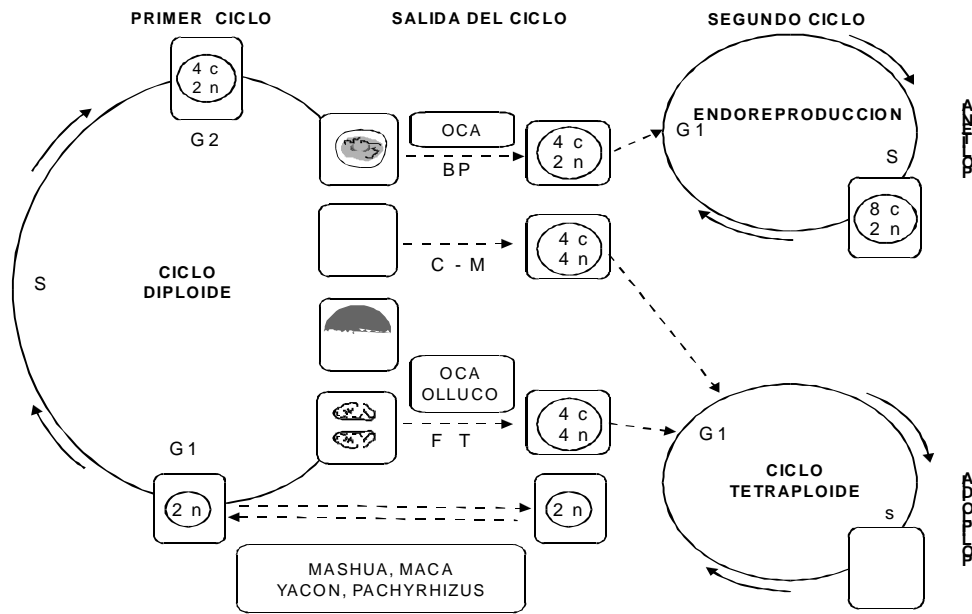
## El ciclo celular en raíces y tuberosas andinas

Sobre la base de nuestras observaciones en raíces y tubérculos andinos (RTAs) ha sido posible establecer:

En maca, mashua, pachyrhizus y yacón, no se registraron alteraciones; la mitosis presenta una duración aproximada de 60 minutos, lo que corresponde a la duración de un ciclo de división normal (que suele ocupar entre 45 y 75 minutos), así como ciclos regulares. Esto condiciona la estabilidad de sus números cromosómicos ( $2n$ ).

El flujo normal del ciclo celular nos indica que la variabilidad fenotípica de estas especies puede producirse en función de la variabilidad a nivel génico y cromosómico (aberraciones estructurales) y que la influencia de las alteraciones genómicas/numéricas no es significativa (Figura 6).

En oca y olluco, se registraron alteraciones en el curso del ciclo celular, particularmente ciclos incompletos, con una notable incidencia de ciclos irregulares (bloqueo parcial en profase para la oca y bloqueo en telofase para ambas). Así mismo, en oca se observa una prolongación del ciclo celular hasta aproximadamente seis horas. La alternancia de interfases normales con mitosis irregulares podría condicionar en estas especies la diversidad de reportes para el número cromosómico y constituir uno de sus probables mecanismos de poliploidización (Figura 6).



N: Complemento Haploide,  
BP: Bloqueo en Profase  
Ft: Fusión de telofases

c: Nivel haploide de ADN  
C-M: C- mitosis

Figura 6. Mecanismos de multiplicación del genoma de las RTAs durante el ciclo celular.

En conclusión, los ciclos celulares incompletos (irregulares) condicionan una alteración de la división celular, incrementando la duración del ciclo y facilitan un mecanismo para la multiplicación del genoma.

- Parece claro que la circunscripción de las formas poliploides a las regiones montañosas no constituyen una regla general para todo los grupos sistemáticos.
- Es evidente que las diferentes especies presentan distinta plasticidad, por lo tanto, su reacción a la acción de factores ambientales es diferente.

## El número cromosómico en raíces y tuberosas andinas

Los números cromosómicos contados en microfotografía de 10 metafases por especies fueron los siguientes (Tabla 3):

Tabla 3. Números cromosómicos en raíces y tubérculos andinos.

Nombre común	Especie	Nº Cromosómico
Yacón	<i>Polymnia sonchifolius</i>	2n = 60
Ulluco	<i>Ullucus tuberosus</i>	2n = 2x = 24
Oca	<i>Oxalis tuberosa</i>	2n = 14
Mashua	<i>Tropaeolum tuberosum</i>	2n = 28
Maca	<i>Lepidium meyenii</i>	2n = 24
Ashipa	<i>Pachyrhizus tuberosus</i>	2n = 22
Ahipa	<i>Pachyrhizus ahipa</i>	2n = 22

Asimismo, nuestras observaciones revelan que en función del tamaño de los cromosomas de estas especies es conveniente utilizar en calidad de prefijadores (Tabla 4):

- Una solución de alfabromo-naftaleno (ABN) a 4 °C durante 4-5 horas para las especies cuyos cromosomas están comprendidos entre 2 y 4 micras (mashua, oca, ulluco, ashipa y ahipa) y
- Una solución de Colchicina a 4 °C durante 4-5 horas para maca y yacón, ya que presentan cromosomas mayores de 4 micras.

Tabla 4. Prefijadores apropiados según las especies de raíces y tubérculos andinos

Especie	Tamaño de los cromosomas (micras)	Prefijador
Ulluco Oca Mashua Ashipa Ahipa	2-4	Solución de ABN a 4 °C durante 4-5 horas
Maca Yacón	+ 4	Solución de Colchicina a 4 °C durante 4-5 horas

## Aplicaciones de los estudios citogenéticos

Las investigaciones citológicas no sólo dan a conocer las peculiaridades citogenéticas de los organismos (ciclo celular, número y morfología cromosómica), sino que gracias a la particular condición de los cromosomas como portadores de la herencia también nos permiten (Talledo *et al.*, 1993):

- Utilizar criterios adicionales para la clasificación taxonómica y filogenética de las especies.
- Aclarar una serie de problemas evolutivos (tanto generales como referidos al origen de determinados grupos).
- Predecir el comportamiento de las muestras en los bancos de cultivos in vitro
- Asimismo constituyen un requisito indispensable para la caracterización a nivel molecular.

## En taxonomía y evolución

La citología es una de las ciencias que ha influido de manera significativa sobre la taxonomía y la evolución durante las últimas décadas, ya sea sola (Citotaxonomía) o combinada con la genética (Citogenética). Los caracteres citológicos (ciclo celular, número y morfología cromosómica) son usados en forma similar a cualquier otra clase de datos comparativos (Heywood, 1968).

## Evolución mediante la variación del número base y de la morfología cromosómica

A continuación describiremos brevemente cómo los estudios citogenéticos realizados a la fecha pueden contribuir a aclarar una serie de problemas evolutivos en las especies de la familia Fabaceae (Figura 7).

La familia fabaceae, que integra al orden Fabales, está constituida por Tribus, las que están conformadas por géneros. En las Tribus de esta familia los números base ( $x$ ) permanecen constantes, aunque se presentan algunas excepciones.

En la Tribu VICIEAE se presenta un fenómeno bastante interesante. El número haploide predominante entre las especies que la integran es de  $x=7$ . Sin embargo, también se presentan números diferentes de 7 ( $n=5$  y  $6$ ).

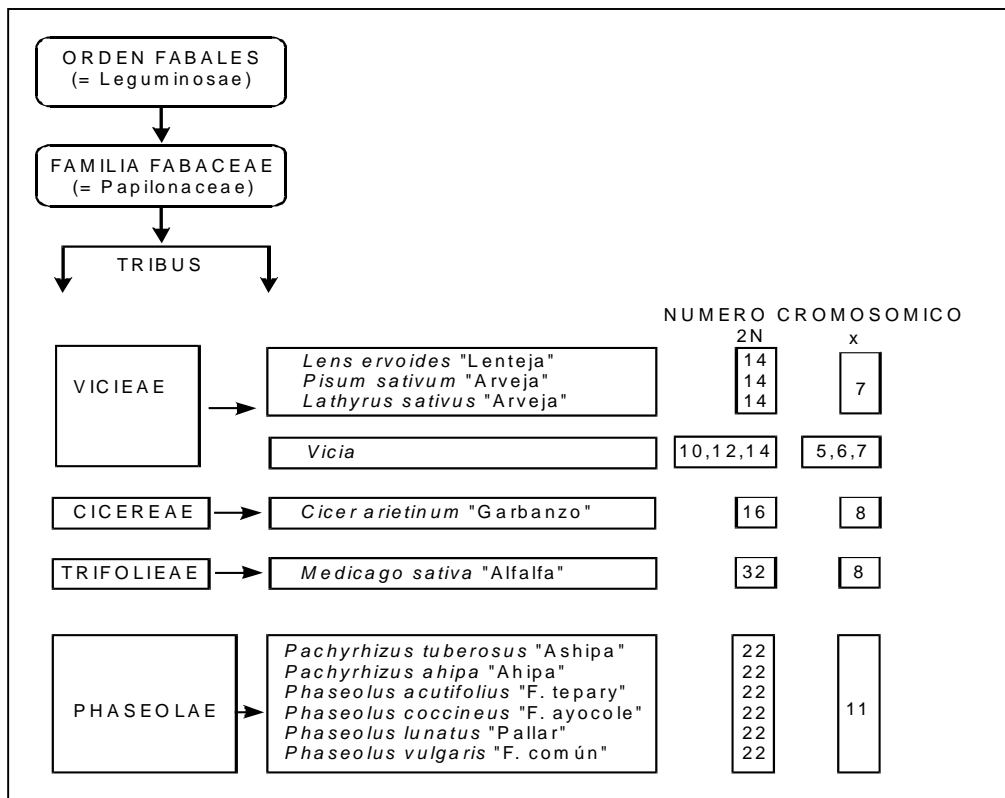


Figura 7. Aplicaciones: Cromosomas – taxonomía y evolución.

Además de la aparente poliploidización encontramos en el género *Vicia* una variación del número base de cromosomas, que se incrementa de  $x=5$  a  $x=6$  y  $7$ .

Esto nos indica que además de la variación de los niveles de ploidía, observables en determinadas unidades sistemáticas y poco frecuentes en la familia Fabaceae, es posible encontrar variación de los propios números base ( $x$ ). Este último parece tener mayor importancia evolutiva debido a que está ligada a las líneas principales de desarrollo de la familia.

En la tribu CICEREAE encontramos a *Cicer arietinum* (garbanzo) con un número básico de  $x=8$  y un número diploide de  $2n=16$ .

Sin embargo, en la Tribu TRIFOLIEAE con *Medicago sativa* (alfalfa) el número haploide es igual al de las especies de la Tribu CICEREAE con la diferencia que aquí el número diploide se incrementó a  $2n=32$  a través de un proceso de poliploidización. En este caso nos encontramos frente a un tetraploide con  $2n=4x=32$ , donde  $n=8$ .

En el caso de la Tribu PHASEOLAE el número cromosómico  $x=11$  es uniforme en todas las especies que la integran.

Nuestros resultados en cuanto a *Pachyrhizus tuberosus* y *P. ahipa*, corroboran lo señalado por otros autores en cuanto que el número base de cromosomas es de  $x=11$  en toda las

especies de *Pachyrhizus*, al igual que en la mayoría de las de los géneros de la Tribu PHASEOLAE.

Como se observa en la Figura 8. Los números base menores ( $x=7,8$ ) caracterizan a las formas originales y menos evolucionadas. Las formas cultivadas y más evolucionadas se caracterizan por presentar números bases mayores ( $x=11$ ) como es el caso de la Tribu PHASEOLAE; cuyos cromosomas – por ejemplo, en la Tribu VICIEAE llegan a presentar una  $L^a$  igual a 8-9 micras (Figura 8b).

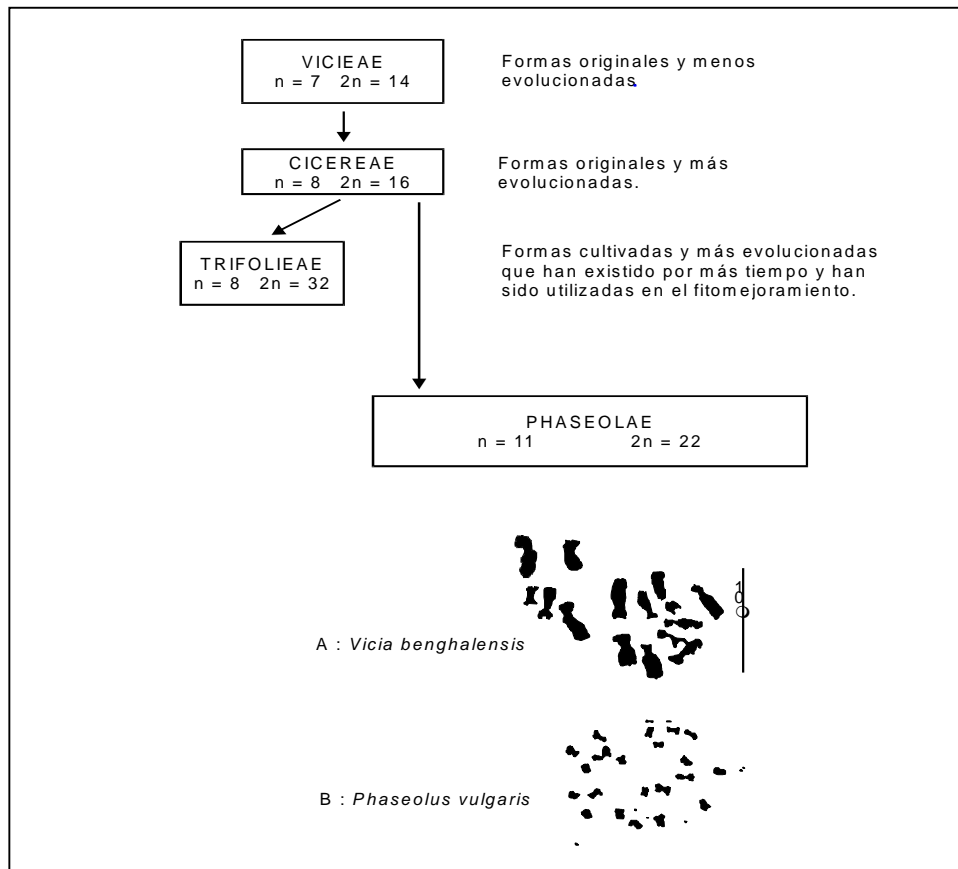


Figura 8. Grado evolutivo: a. Grado evolutivo y números base; b. Metafases de *Vicia* y *Phaseolus*.

Cuando la evolución cariotípica al interior del género se ha producido sin que se modifique el número cromosómico, como en las especies que conforman la Tribu PHASEOLAE, la diferenciación de las especies se puede establecer en base a la morfología de cromosomas.

Para graficarlo podemos señalar los trabajos realizados en especies del género *Phaseolus* en el laboratorio desde 1987 (Figura 9).

<i>Ph. acutifolius</i>	<i>Ph. aureus</i>	<i>Ph. coccineus</i>	<i>Ph. lunatus</i>

ESPECIE	FORMULAS	SIMETRIA	GRADO EVOLUTIVO
<i>Ph. acutifolius</i>	$K(n=11)=7M + 4SM$	++	Formas originales y morfológicamente menos primitiva.
<i>Ph. aureus</i>	$K(n=11) = 6M + 4SM + 1SA$	+ -	Tipos cultivados y más diferenciados.
<i>Ph. coccineus</i>	$K(n=11) = 7M + 4SM$	++	Formas originales y morfológicamente menos primitivas.
<i>Ph. lunatus</i>	$K(n=11)=9M + 2SM$	+++	Formas originales y morfológicamente más primitivas.

**Figura 9. Análisis comparativo de la morfología cromosómica en las especies del género Phaseolus.**

En base a la morfología de los cromosomas es posible apreciar algunos cromosomas similares como en el caso de *P. acutifolius* y *P. coccineus* (con 7 metacéntricos y 4 submetacéntricos) y a otros con diferencias notables como en el caso de *P. aureus* con un par de cromosomas acrocéntricos, lo que permite utilizar este par de cromosomas en calidad de marcadores.

Las características cariomorfológicas evidenciadas para cada especie permitieron:

- El determinar el grado de simetría de las especies estudiadas
- El contar con criterios taxonómicos adicionales para la clasificación de las mismas
- El esclarecer su estrategia evolutiva y ubicación filogenética.

## Evolución mediante poliploidización

El gran número de reportes de poliploidía para RTAs, especialmente en lo que se refiere a tuberosas, da lugar a una serie de interrogantes. La más importante de ellas parecer ser la explicación de su origen. La poliploidía puede producirse por dos mecanismos principales: en forma vegetativa, frecuentemente mediante la formación de quimeras (Winkler, 1919; Talledo, 1991), o en forma generativa (Gates, 1924; Navashin, 1931; Peloquin, 1983). Se ha demostrado que la formación de gametos diploides es un fenómeno bastante frecuente y que puede producirse como consecuencia de la esporogénesis "normal", en individuos tetraploides, así como por los mecanismos de FDR

(First Division Restitution) o SDR (Second Division Restitution), en diploides (Ramanna, 1979).

La posibilidad de combinación de un gameto  $2n$  con uno normal será mayor que la de dos gametos  $2n$  y, por lo tanto, la formación de organismos triploides puede ser fácilmente explicada. Sin embargo, el origen de los pentaploides, hexaploides y organismos de mayores niveles de ploidía es bastante más difícil de explicar. Su aparición por la vía generativa podría ser consecuencia sólo del poco probable desarrollo consecutivo de una FDR y una SDR en una sola meiosis.

Aquí mencionaremos algunas consideraciones. La formación del complemento diploide ( $2n$ ) de cromosomas puede ser enfocada como un proceso de poliploidización y, por lo tanto, los núcleos normales representarían el tipo más común de poliplodía. Si consideramos que la poliploidía es consecuencia de la formación de gametos  $2n$ , la formación de organismos triploides debe ser consecuencia de la fusión de un gameto diploide ( $2n$ ) con uno normal ( $n$ ). La fusión de dos gametos  $2n$  dará lugar a la formación de un cigoto  $4n$ . Por cuanto la fusión de los gametos  $2n$  se produce según la Ley de las Probabilidades, la frecuencia de formación de triploides debe reflejar la frecuencia de formación de gametos  $2n$ . Por cuanto la fusión de los gametos de gametos se produce según la Ley de Probabilidades, los cigotos  $4n$  deben formarse con menor frecuencia que los  $3n$ , concretamente, tanto menos frecuentemente como menor es la frecuencia de formación de gametos  $2n$  con respecto a la formación de gametos normales ( $n$ ).

Estas simples consideraciones no se corroboran cuando observamos la frecuencia de niveles de ploidía para algunas raíces y tubérculos. Si asumimos que el porcentaje de polen  $2n$  es igual a 2 óvulos  $2n$ , la posibilidad de fusión de dos gametos  $2n$  será igual al cuadrado de la posibilidad de fusión de dos gametos  $2n$  con uno normal ( $n$ ) y viceversa; es decir, la posibilidad de la unión de un gameto  $2n$  con uno normal será la raíz cuadrada de la posibilidad de fusión de dos gametos  $2n$ . Por ejemplo, si se formara 1% de gametos  $2n$ , en la progenie se tendrá una cantidad similar de individuos triploides (1/100); la posibilidad de combinación de dos gametos  $2n$  será igual al cuadrado de esta cifra y se debe obtener 0.1% de tetraploides (1/100 x 1/100).

En algunas RTAs observamos con mayor frecuencia individuos tetraploides y con mayores niveles de ploidía que triploides de donde se desprende que la poliploidización en estos cultivos no se produce según la Ley de Probabilidades y que la ausencia de la división reduccional no explica suficientemente el aumento de la frecuencia de individuos con mayores niveles de ploidía. Esto sugiere fuertemente que el origen de la mayoría de los mismos es de otra naturaleza; es decir a partir de tejidos poliploidizados o de la poliploidización del cigoto inmediatamente después de la fecundación. Por lo tanto, parece claro que existe algún factor (o varios factores) que influye ( $n$ ) sobre el incremento de la formación de tetraploides ( $4n$ ) y de individuos con niveles aún mayores de ploidía (Vb.: $8n$ ). Sobre la naturaleza de estos factores se trata a continuación.

Las alteraciones del ciclo de división celular resultan de la interacción de procesos determinados genéticamente con la influencia del medio ambiente en la misma medida que los demás aspectos del fenómeno viviente. Sobre la cariocinesis, la separación (disyunción de los cromosomas, puede influir una serie de factores tales como la

temperatura, las radiaciones, agentes químicos, etc). Por otro lado, parece probable que determinadas condiciones de desarrollo influyan sobre la labilidad del aparato de división celular.

Durante las etapas iniciales del desarrollo es posible observar diferentes alteraciones del aparato cromosómico en algunas células de los tejidos meristemáticos. La mayor parte de las mismas es eliminada durante la ontogénesis (como resultado de deficiencias durante su reproducción, degeneración o selección). Si el tejido continúa su desarrollo se conservarán sólo algunas de estas alteraciones y la planta se convertirá en una quimera.

La alteración de los niveles de ploidía en el tejido saprofítico indiferenciado presenta una serie de ventajas evolutivas con respecto a las que se producen durante la gametogénesis. El tejido saprofítico da lugar a los órganos generativos y el incremento del nivel de ploidía de sus células dará origen a la formación de una gran cantidad de gametos  $2n$  funcionales y de ambos sexos, por lo que la posibilidad de transmitir la nueva organización cromosómica a la siguiente generación será mayor que si el aumento del nivel de ploidía se produjera durante la esporogénesis. Asimismo, es posible que los niveles de ploidía se incrementen varias veces en las células somáticas, mientras que esta posibilidad es casi nula durante la breve vida de los gametos.

## En citogenética y cultivo de tejidos

A continuación describiremos brevemente cómo los estudios citológicos realizados a la fecha en *Oxalis tuberosa* pueden contribuir a aclarar:

### En citogenética

La gran variabilidad de reportes respecto al número, tamaño y forma de los cromosomas de la especie de *Oxalis*.

La dificultad de evidenciar cromosomas mitóticos, especialmente metafásicos.

### En el cultivo de tejidos

La importancia del cultivo de tejidos radica principalmente en la propagación, conservación y exportación del germoplasma nativo. En un principio el objetivo principal fue la propagación clonal rápida de un gran número de plántulas, así como la conservación de germoplasma en condiciones controladas en un espacio y tiempo reducidos.

Sin embargo, poco a poco fueron presentándose una serie de inconvenientes especialmente en especies nativas (oca) lo que llevó a enfrentarse con:

- Dificultades en estandarizar los medios de cultivo para la propagación y conservación.
- Dificultades en la micropropagación
- Dificultades en el almacenamiento del germoplasma

- Alteraciones en las características de las muestras originales del germoplasma y
- Aparente insuficiencia de los métodos utilizados para la evaluación de su estabilidad.

Los resultados de nuestros estudios en oca (ciclo celular y número cromosómico) pueden contribuir a comprender e interpretar los problemas mencionados anteriormente.

El bloqueo de la mitosis o parte de ella no impide la reproducción de los cromosomas, a su vez, la separación de los cromosomas y la formación de sus núcleos hijos no son predeterminantes para la citotomía. Como consecuencia, en los ciclos siguientes a partir de estas mitosis incompletas (es decir que no presentan alguna de sus fases normales), será posible observar metafases con complementos cromosómicos duplicados o con diplocromosomas. Esto podría explicar la diversidad de reportes con respecto al número de cromosomas, así como la dificultad, señalada por muchos autores, para evidenciar cariotipos en cromosomas mitóticos (Gibbs *et al.*, 1978)

La inhibición parcial de los procesos mitóticos en estas células puede reflejar su desarrollo normal o haberse desencadenado por el traslado de los mismos a un hábitat diferente. En cualquier caso es preciso tomarla en cuenta tanto para los trabajos en campo, como para la conservación y propagación *in vitro*. Entre las plantas de oca obtenidas por cultivo de tejidos se observa una gran variabilidad fenotípica, la misma que es inherente a todo los regenerantes obtenidos por cultivos de tejidos. Parecer ser que parte de esta variabilidad puede deberse a variaciones del número y estructuras cromosómicas y que las mismas son el resultado de manifestaciones de selectividad del medio respecto a las células del explante primario. Es evidente que una población como la descrita presentara inevitablemente varias líneas celulares diferentes, por lo que la variabilidad somoclonal puede ser inherente a la muestra o, en el mejor de los casos, a algún tipo de muestra tomado fuera de su entorno natural.

En los híbridos somáticos, obtenidos a partir de la fusión celular *in vitro*, la direccionalidad de la eliminación de cromosomas parece depender principalmente de las características de las células utilizadas. Los cromosomas de las células con menor actividad mitóticas presentarán la mayor posibilidad de ser eliminadas (De Vries, 1987). La etapa del ciclo celular es otro factor importante para la eliminación cromosómica. Tanto en híbridos somáticos vegetales como animales se ha demostrado que la fusión de células interfásicas con células en otras fases del ciclo de división da lugar a la condensación prematura de los cromosomas interfásicos (Rao and Jhonson, 1970); Szabados and Dudits, 1980; cit. De Vries, 1987). La condensación prematura de los cromosomas puede llevar a su fragmentación o eliminación.

## Referencias bibliográficas

- De Azhue, D; A. Martínez. 1990. Chromosome number of the *Oxalis tuberosa* alliance (oxalidaceae). *Pl. Syst. Evol.* 169: 25-29.
- Del Campo, A. 1988. Biología del Centro de División Maracaibo, Venezuela, Univ. De Zulia, Fac. Experimental de Ciencias. 151 p.

- De Vries, S. 1987. Somatic cell genetics of the potato (*Solanum tuberosum* L.). Intra-and interspecific somatic hybridization. Thesis to Ph.D. in Natural Sciences. Groningen, The Neederlands. Royal University of Groningen. 105 p.
- Gates, R. 1924. Polyploidy. Brit. J. Exp. Biol. XX: 153-182.
- Gibbs, P.E.; D. Marshall; D. Brunton. 1978. Studies on the citology of *Oxalis tuberosa* and *Tropaeolum tuberosum*. Edimburgh. Not. Roy. Gard. 37: 215-220.
- Heywood, V.H. 1968. Cromosomas, Taxonomía y evolución. En: Taxonomía Vegetal. Madrid. ed. Alhambra, S.A. p. 82-89.
- Kjaer, S.; M. Soresen. 1994 Symbiotic nitrogen fixation in *Pachyrhizus ahipa* (Weed), Parodi. Technical Centre for Agricultural and rural cooperation (CTA); Royal Veterinary and Agricultural University (KVL); INRA. p. 227-235
- Naranjo, C.; L. Poggio; P. Brandham. 1983. A practical method of chromosome classification on the basis of centromere position. Genet. 62: 51-53.
- National Research Council, 1989. Lost crops of the Incas: Little-know plant of the Andes with promise for worldwide cultivation. National Academy Press, Washington, D.C. 415 p.
- Navashin, M.S. 1931. Alteraciones cromosómicas espontáneas en *Crepis tectorum* L. Univ. of California Public. Agricult. Sci. 6,7: 201-206.
- Peloquin, S.J. 1983. Genetic engineering with meiotic mutants, Polien. Biological implications for Plant Breeding. NY p. 151-155.
- Pijnacker, L.P.; K. Sree Ramulu; P. Dijkhuis.; M. Ferwerda. 1989. Flow cytometric and Kariological analysis of polusomaty and poliploidization during callus formation from leaf segments of various potato genotypes. Theor. Appl. Genet. 77:102-110.
- Ramanna, M.S. 1979. A re-examination of the mechanisms of 2n gamete formation in potato and its implication for breeding. Euphytica 28: 537-561.
- Rea, J. 1996. Comunicación personal.
- Talledo, D.; C. Escobar; V. Alleman. 1993. Introducción al análisis cromosómico en vegetales. Lima, Universidad Ricardo Palma. 141 p.
- Talledo, D.; C. Escobar; V. Alleman. 1995. El ciclo celular en vegetales; su estudio, importancia y aplicaciones. Biotempo V:2 (2): 13-31.
- Talledo D. 1991. Caracterización cariotípica comparativa en 9 especies del género *Solanum* L. Tesis para optar el grado de Ph. D. en Biología. Universidad de la Amistad de los Pueblos. Moscú, Unión Soviética. 152 p.
- Turkov, V. ;Y.L. Guzhov; G. Shelepina; S. Yliyanarashi. 1984. Cromosomas de las plantas cultivada y de sus predecesores silvestres. Universidad de la Amistad de los Pueblos Patricio Lumumba. Edit. UDN. Moscú, 70 p.
- Vavilov, N.I. 1987 Métodos para identificar los centros de origen de las plantas. En: Origen y geografía de las plantas cultivadas; Leningrado, Nauka, p. 32-45 (En ruso).
- Winkler, H. 1910. Uber die Nachkommenschaft der Solamum Pfropbastarde und die chromosomenzahlen ihrer Keimzellen. Ztschr. Bot. S. 1-38

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 6 Introducción al recuento de cromosomas somáticos en raíces andinas

*Andrés Valladolid<sup>1</sup>, Raúl Blas, Roberto González<sup>1</sup>*

El número de cromosomas y el nivel de ploidía son datos útiles en el estudio de una especie y en la caracterización del germoplasma. Nos pueden mostrar las relaciones existentes entre especies dentro de un género o familia y clarificar el origen de los híbridos naturales y variedades cultivadas. Además, gran parte de las características reproductoras y evolutivas de las especies se explican por el conocimiento de sus rasgos citológicos.

Una propiedad importante de los cromosomas es el hecho de que casi siempre el número de cromosomas en las células es constante, a nivel de individuo y entre todos los individuos de la misma especie. Esta propiedad es sumamente útil en estudios filogenéticos y en la solución de problemas sistemáticos (citotaxonomía) (De la Sota,

---

<sup>1</sup>Centro Internacional de la Papa (CIP).

1982). En las células somáticas se encuentran dos juegos de cromosomas homólogos, cada uno de los cuales proviene de uno de sus progenitores masculino y femenino respectivamente, denominándose a esta condición como diploide. En algunas especies, las células somáticas presentan más de dos juegos de cromosomas, recibiendo el nombre de poliploides. La poliplodización es un proceso, no un evento (de Wet, 1981), y se constituye como el rasgo más conspicuo de la evolución cromosómica en las plantas superiores (Stebbins, 1971). Una proporción grande de las especies de plantas superiores son poliploides. Según Averett (1981), aproximadamente 36% de las angiospermas son poliploides, pero entre 70 y 80% pueden presentar poliploidía en su historia evolucionaria, además, se alcanzan altos niveles de ploidía en varios géneros (Grant, 1986).

## Recuento de cromosomas mitóticos

Existen métodos directos e indirectos para estimar el número de cromosomas y consecuentemente del nivel de ploidía de una especie vegetal. La Citometría de Flujo del ADN (Costich *et al.*, 1993), por ejemplo, es un método rápido y directo de conocer la ploidía de una planta a partir de la cantidad de ADN existente en sus células, sin embargo, se necesita de un equipamiento especial. Chong y Ozias-Akins (1992) consideran que el conteo de cromosomas en células meristemáticas es el método inequívoco para la determinación del número de cromosomas y nivel de ploidía de una especie.

Los primeros citólogos desarrollaron métodos basados principalmente en el uso de la parafina y el corte al micrómetro de secciones finas de la punta de la raíz para la observación de cromosomas bajo el microscopio óptico. Esta metodología dio buenos resultados en su tiempo, hasta la aparición de la técnica del aplastado de puntas de raíz conocido como "squash" que consiste en un número de pasos a seguir desde la obtención de raíces, hasta la observación de los cromosomas bajo el microscopio óptico:

## Germinación o enraizamiento

Las células de un organismo poseen cromosomas, pero estos sólo son evidentes cuando la célula se encuentra en división mitótica o meiótica. Por eso, para efectuar el conteo de cromosomas mitóticos se deben utilizar tejidos meristemáticos que se caracterizan por encontrarse en constante mitosis, poseer núcleos grandes y permanecer indiferenciados (Roth, 1966). Los tejidos meristemáticos localizados en la zona apical de la raíz son los más utilizados en citología para el recuento y análisis de cromosomas mitóticos. Las raíces pueden obtenerse por germinación de las semillas sexuales en placas petri bajo condiciones asépticas, o mediante el enraizamiento de esquejes, brotes u órganos de reserva, en un sustrato apropiado (musgo, perlite, grava, agua corriente).

## Determinación de la hora de recolección

Un paso importante previo al pretratamiento es la determinación del índice mitótico, el cual nos permite conocer la hora más apropiada para el tratamiento previo de las raíces (Talledo *et al.*, 1993). Para tal fin se fijan las raíces en la mezcla alcohol absoluto: ácido acético glacial (3:1 v/v) a diferentes horas del día. Después de macerar y teñir las muestras (ver a continuación) se procede a observarlas bajo el microscopio óptico. Se anotarán la frecuencia de interfases, profases, metafases y telofases por cada hora de colección. Luego de sistematizar esta información en forma de cuadros, se puede tener una idea de cual es la mejor hora de colección, es decir aquella donde se encuentre un mayor número de células metafásicas. Como el medio ambiente tiene influencia sobre la duración del ciclo celular, es posible que para cada localidad se obtenga una hora de recolección distinta.

## Prefijación o pretratamiento

Es el tratamiento que se realiza a las puntas de raíz con sustancias denominadas inhibidores de mitosis (Colchicina, 8-hidroxiquinolina, 1-bromonaftaleno, bajas temperaturas positivas, etc.) para acumular el mayor número de células metafásicas en el meristemo. En la metafase, los cromosomas alcanzan su máximo grado de condensación, se encuentran individualizados y presentan una forma característica que permite diferenciarlos y clasificarlos morfológicamente. Los inhibidores de mitosis actúan sobre el proceso de formación del huso acromático, impidiendo el paso hacia la anafase y causando el acortamiento y dispersión de los cromosomas (Talledo *et al.*, 1993). El huso acromático está formado por microtúbulos que empiezan a crecer desde la profase, hasta llegar a la metafase donde algunos de ellos (en la mitosis) se unen a los cinetocoros del centrómero de los cromosomas, dirigiendo la migración de las cromátides hermanas o fraternales hacia los polos de la célula. Los microtúbulos que conforman el huso acromático están constituidos por dímeros de  $\alpha$ ,  $\beta$  tubulina.

El crecimiento de los microtúbulos se produce por la adición de subunidades de tubulina ( $\alpha$ ,  $\beta$  tubulina), al extremo creciente de los microtúbulos. La colchinina bloquea la adición de las subunidades de tubulina a los extremos de los microtúbulos existentes, originando la depolimeración de los mismos y consecuentemente la no formación del huso acromático (Darnell, 1986).

Un paso importante en la estandarización de una metodología para el conteo de cromosomas es la determinación del mejor pretratamiento, para lo cual se tienen que probar diferentes inhibidores de mitosis, diferentes concentraciones, tiempos de exposición y temperaturas de tratamiento.

## Fijación

Las raíces prefijadas son luego fijadas con el fin de interrumpir rápidamente los procesos vitales de la muestra conservando invariable la estructura fina de las células, además de incrementar la naturaleza basófila de la cromatina haciéndola susceptible de ser

coloreada (Sharma y Sharma, 1991). La conservación de los componentes de la célula viva se garantiza gracias a la transformación de los coloides celulares en geles insolubles más estables (Talledo *et al.*, 1993). Al aislar parte del tejido vegetal, su estructura sufrirá cambios marcados si no se tiene ningún cuidado; por ejemplo, si se le deja al aire libre perderá agua por evaporación y se plasmolizará; puede ser atacada por hongos y bacterias y se disgregará por autodigestión ó "autolisis". Para preservar una sección del tejido se requiere un fluido que no distorsione ni disuelva la estructura celular, elimine bacterias y hongos, mantenga inactivas a las enzimas autocatalíticas, además de modificar el tejido en forma tal que llegue a ser capaz de "resistir" los tratamientos subsecuentes. Tales fluidos son conocidos como fijativos ó fijadores y pueden ser utilizados en forma individual o en mezclas.

Cada uno de los fijativos tiene virtudes y defectos. En la práctica se suele utilizar una mezcla de dos o más fijadores. Una de las mezclas más utilizadas en citología es la de Clarck, que esta formada por alcohol absoluto y ácido acético glacial en diferentes proporciones (3:1, 2:1, 1:1). Individualmente el alcohol absoluto y el ácido acético glacial no son buenos fijativos, pero cada uno compensa los defectos del otro (Baker, 1966). El efecto de contracción celular que causa el etanol, es compensado por el efecto de hinchamiento celular del ácido acético. El etanol fija el citoplasma y el jugo nuclear, mientras que el ácido acético estabiliza las nucleoproteínas.

## **Maceración**

Al momento de observar los cromosomas bajo el microscopio óptico, es importante que las células se encuentren dispersas formando una sola capa de células, evitando así la superposición. Para lograr este objetivo se deben destruir tanto la pared celular y la pectina de las uniones intercelulares. Para tal efecto se pueden utilizar agentes químicos o tratamientos enzimáticos (celulasas y pectinasas). Entre los primeros, el más importante es el ácido clorhídrico 1 normal que provoca la disolución de las sales pécticas de la lámina media facilitando la separación de las células y el aclaramiento del citoplasma.

## **Tinción**

La estructura y comportamiento de los cromosomas sólo pueden ser analizados después que son visibles bajo el microscopio óptico. Para teñir los cromosomas se utilizan tintes básicos debido a la naturaleza ácida de la cromatina. Los tintes ácidos colorean el citoplasma el cual es predominantemente básico. Las sustancias que son utilizadas como tintes se disuelven en agua en forma de iones coloreados. Estos iones se enlazan química y físicamente a las proteínas, sin perder su color (Sharma y Sharma, 1991; Baker, 1966). Dependiendo de la carga del ión, los tintes pueden ser denominados básicos (cationes) ó ácidos (aniones). Si el tinte puede producir cualquiera de los dos tipos de iones es denominado anfotérico.

## Aplastado o squash

Una vez que las puntas de raíz han sido teñidas, se las ubica sobre un porta objeto. Luego de colocar el cubreobjeto sobre la punta de raíz, se dan pequeños golpes sobre éste con la punta de un lápiz con la finalidad de disgregar la punta de raíz. Seguidamente se ejerce presión uniformemente con el pulgar sobre el cubreobjeto para que los cromosomas se dispersen y al hacerse visibles se encuentren en un mismo plano.

## Observación

La muestra preparada debe ser analizada bajo un microscopio óptico. Se utiliza inicialmente un aumento de 10X x 10X para buscar células contables, luego a un aumento mayor 10X x 40X con el fin de seleccionar las mejores células y finalmente con el objetivo de inmersión 10X x 100X para realizar el recuento.

## Referencias bibliográficas

- Averett, J. 1981. Polyploidy in plant taxa. Summary. In: Walter H. Lewis (eds.). Poliploidy: Biological relevance. Plenum Press. New York.
- Baker, J. 1966. Cytological Technique. The principles underlying routine methods. Science Paperbacks and Methuen and Co. LTD London.
- Chong, S; P. Ozias-Akins. 1992. Rapid estimation of ploidy levels in vitro regenerated interespecific *Arachis* hybrids and fertile triploids. *Euphytica* 64: 183-188.
- Costich, D.E.; R.Ortiz, R.; T.R. Meagler; L.P. Brederte. 1993. Determination of ploidy level and nuclear DNA content in blueberry by flow cytometry. *Theoretical and Applied Genetics* 86: 1001-1006
- Darnell, J. 1986. Molecular Cell Biology. Scientific American Books. Inc.
- De la Sota, E.R. 1982 La taxonomía y la revolución en las ciencias biológicas. Secretaría General de la OEA. Serie de Biología, Monografía # 3.
- Grant, V. 1989. Especiación Vegetal. Editorial Limusa. Primera Edición. México D.F.
- Roth, I. 1966. Anatomía de las plantas superiores. Colección Ciencias biológicas. Ediciones de la Biblioteca. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela.
- Sharma, A.; A. Sharma. 1991. Chromosome Techniques. Theory and Practice. Third edition. University Park Press Baltimore and Butterworths London. England.
- Stebbins, G.L. 1971. Chromosomal evolution in higher plants. Edward Arnold (publishers) Ltda. London.
- Talledo, D.; C. Escobar; V. Alleman. 1993. Introducción al análisis cromosómico en vegetales. Lima, Universidad Ricardo Palma. 141 p.
- Wet de, J.M.J. 1981. Origins of polyploids. In: Polyploidy: Biological relevance. W. Lewis (ed.). Plenum Press. New York.

## RAICES ANDINAS

### Contribuciones al conocimiento y a la capacitación

#### I. Aspectos generales y recursos genéticos de las raíces andinas

# 7 Aporte de los cultivos andinos a la nutrición humana

*Guido Ayala*<sup>1</sup>

En las comunidades rurales de los Andes, la alimentación es esencialmente a base de vegetales, predominando los tubérculos (papa, oca y mashua), que son ricos en hidratos de carbono, pero pobres en algunos aminoácidos esenciales. El consumo de granos (quinua, cañihua y kiwicha), ricos en lisina y metionina, y de leguminosas (tarwi, frijol) compensan las carencias de los tubérculos. Además en la zona agroecológica Puna, se consumen proteínas de origen animal (alpaca) que contribuye a mejorar la dieta. Otro problema es la deficiencia de calcio, insuficiente en los cultivos andinos, pero se compensa durante la preparación de viandas a las que se agrega cal, obteniéndose cantidades importantes de calcio en la dieta. De lo anterior se desprende que para poder evaluar adecuadamente la dieta de las comunidades rurales donde el aporte de los cultivos andinos es básico, es necesario conocer todos los productos alimenticios que

---

<sup>1</sup> Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.

forman parte de la dieta, incluyendo los frutales andinos y la tecnología con que son obtenidos los insumos y preparadas las diferentes viandas.

Para hacer un mejor análisis nutricional de los alimentos andinos vamos a dividirlos en:

- Fuente de energía (carbohidratos): Tubérculos y raíces.
- Fuente de proteínas, energía (grasa) y minerales: Tarwi.
- Fuente de proteínas, minerales y energía (carbohidratos): quinua, cañihua, kiwicha.
- Fuente de minerales. Maca.
- Fuente de vitaminas y minerales: Frutales andinos, tales como aguaymanto, tomate de árbol, etc.

## Granos andinos

La quinua (*Chenopodium quinoa*), la cañihua (*Chenopodium pallidicaule*) y el amaranto o kiwicha (*Amaranthus caudatus*) son granos andinos que se caracterizan por contener proteínas de alto valor biológico (aminoácidos esenciales disponibles al organismo animal para satisfacer su requerimiento durante una situación biológica) y valor nutricional (aminoácidos para síntesis de proteínas totales juntamente con otros nutrientes). En la Tabla 1 se aprecia el contenido de macronutrientes de los granos andinos, comparados con el trigo, donde se observan las diferencias en cantidad y calidad.

**Tabla 1. Composición de los granos andinos en comparación con el trigo (g/100g)**

	Quinua (a)	Cañihua (a)	Kiwicha	Trigo
Proteína	1.7	14.0	12.9	8.6
Grasa	6.3	4.3	7.2	1.5
Carbohidrato	68.0	64.0	65.1	73.7
Fibra	5.2	9.8	6.7	3.0
Ceniza	2.8	5.4	2.5	1.7
Humedad %	11.2	12.2	12.3	14.5

(a) Valores promedio de las variaciones de la tabla de composición de los alimentos peruanos.

Fuente: Collazos *et al.*, 1975.

Las necesidades de proteína en los alimentos fueron definidas en 1985 por el Comité de Expertos FAO/OMS/ONU, como "la dosis más baja de proteínas ingeridas en la dieta que compensa las pérdidas orgánicas de nitrógeno en personas que mantienen el balance de energía a niveles moderados de actividad física. En los niños y en las mujeres embarazadas o lactantes, se considera que las necesidades de proteínas comprenden aquellas necesidades asociadas con la formación de tejidos o la secreción de leche a un ritmo compatible con la buena salud".

Para estimar las necesidades de proteínas y aminoácidos, el Comité de Expertos se basó en estudios de Balance de Nitrogenados (BN) realizado con individuos de diferentes edades.

Existen 22 aminoácidos que conforman las proteínas y que son fisiológicamente importantes. El organismo sintetiza 14 a partir del adecuado suministro de nitrógeno, y los que no pueden ser sintetizados (aminoácidos esenciales) a la velocidad y cantidad requerida, son suministrados a través de ciertos alimentos en la dieta. Ellos son: leucina, isoleucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, valina triptofano, y para los lactantes hay que considerar a la histidina.

Las proteínas biológicamente incompatibles son aquellas que tienen uno o más aminoácidos esenciales que limitan la síntesis de proteínas tisulares, disminuyendo su utilización. La Tabla 2 evalúa el contenido de los aminoácidos lisina, metionina, treonina y triptófano en las proteínas de los granos andinos; en ella se observa que estos aminoácidos son elevados al ser comparados con los cereales (pobres en lisina y treonina) y las leguminosas (pobres en aminoácidos azufrados: metionina + cistina). Esto significa que el Cómputo Aminoacídico (relación entre los mg de aminoácidos en 1 g de nitrógeno de la proteína del alimento estudiado y los mg de aminoácidos en 1 g de nitrógeno de la proteína de referencia) es bueno permitiendo realizar mezclas de cereales y leguminosas para mejorar el Cómputo Aminoacídico y la Calidad Biológica de la proteína de la mezcla (Complementación Aminoacídica).

**Tabla 2. Contenido de aminoácidos lisina, metionina, treonina y triptofano en los granos andinos y en trigo (g de aminoácidos/100 g de proteínas)**

Aminoácidos	Quinua (a)	Cañihua (a)	Kiwicha	Trigo (b)
Lisina	6.8	5.9	6.7	2.9
Metionina	2.1	1.6	2.3	1.5
Treonina	4.5	4.7	5.1	2.9
Triptófano	1.3	0.9	1.1	1.1

(a) Valores promedio de las variedades de la tabla de composición de alimentos peruanos.

(b) FAO, 1972. Contenido en aminoácidos de los alimentos y datos biológicos sobre las proteínas.

La Tabla 3 calcula la proteína de la quinua, cañihua y kiwicha necesaria para satisfacer los requerimientos de aminoácidos esenciales en preescolares (2-5 años). Resaltando que para este grupo etéreo, la fenilalanina y la tirosina son aminoácidos limitantes, mientras que la cañihua y la kiwicha tienen más aminoácidos limitantes: leucina, metionina, fenilalanina y triptófano (Tabla 4).

La calidad de una proteína depende de la concentración de aminoácidos esenciales y la digestibilidad de la proteína. Si al evaluar ambos factores están en menos del 100 % significará que habrá que corregir el aporte de proteína, aumentando su cantidad para compensar la menor utilización biológica.

La relación de eficiencia de proteína (PER) evalúa la calidad de la proteína y mide la ganancia de peso corporal con relación a la cantidad de la proteína consumida. La PER corregida de la quinua sin tratar es de 1.36 - 1.86 a 50 %, pero con tratamiento térmico a

87 °C, mejora a 1.83 - 2.11. La de la kiwicha autoclavada fue de 2.3, valores que representan un porcentaje ligeramente menor con relación a la caseína con PER de 2.5.

**Tabla 3. Cantidad calculada de proteína de quinua, cañihua y kiwicha que es necesario ingerir para satisfacer los requerimientos de aminoácidos esenciales en pre-escolares (2 a 5 años de edad)**

Aminoácidos mg/kg/día	Necesidades aminoácidos (mg/día)	Contenido aminoácidos en proteína (mg/g)			Cantidad proteína requerida para satisfacer requerimientos (g/kg/día)		
		Quinua	Cañihua	Kiwicha	Quinua	Cañihua	Kiwicha
Isoleucina	28	69	64	52	0.40	0.43	0.53
Leucina	66	67	58	46	0.98	1.13	1.43
Lisina	58	68	58	67	0.85	1.00	0.86
Metionina + Cistina	25	33	16	35	0.75	1.56	0.71
Fenilalanina + Tirosina	63	40	35	35	1.57	1.80	1.80
Treonina	34	45	47	51	0.75	0.72	0.66
Triptofano	1.1	13	8	11	0.84	1.37	1.00
Valina	35	35	45	45	1.00	0.77	0.77
Proteína de referencia (g/kg/día)	1.1	-	-	-	-	-	-

\*FAO/CIMS/UNU (1985) Necesidades de Energía y Proteína. Serie N° 724;

\*\*Marcial y Vásquez (1988) VI Congreso Internacional sobre Cultivos Andinos. Quito (Ecuador).

\*\*\*Imeri Velarde (1985). Tesis MS. INCAP (Guatemala); · Sólo metionina (Collazos *et al.* - 1986) La Composición de los Alimentos Peruanos; · · Sólo fenilalanina (Collazos *et al.* - 1986) La Composición de los Alimentos Peruanos.

La fibra dietética es un componente de los vegetales que no es digerido por las enzimas del sistema digestivo del ser humano. Los componentes más importantes de la fibra dietética son los polisacáridos complejos, tales como la celulosa, B-glucanos, hemicelulosa, pectinas y gomas. Repo-Carrasco, en 1992, efectuó el análisis de la fibra dietética en quinua, cañihua y kiwicha. La Tabla 4 indica que la cañihua es el grano andino de mayor contenido de fibra, esto es probablemente debido a la presencia del perigonio que no se elimina por completo.

La Tabla 5 presenta el contenido de minerales en la quinua y en la kiwicha. La kiwicha tiene alto contenido de calcio, magnesio y fósforo; mientras que la quinua tiene muy buena concentración de potasio relacionado con una mayor resistencia al frío.

**Tabla 4. Comparación de necesidades recomendadas de aminoácidos esenciales para preescolares (2 a 5 años de edad) con la composición de la proteína de granos andinos (g/kg/día)**

Aminoácidos mg/kg/día	Recomendaciones con relación al requerimiento proteína (mg/día)	Composición aminoácidos (mg/g)			Cantidad proteína requerida para satisfacer requerimientos preescolares (g/kg/día)		
		Quinua	Cañihua	Kiwicha	Quinua	Cañihua	Kiwicha
Isoleucina	30.8	69	6.4	52	0.45	0.48	0.59
Leucina	72.6	67	58	46	1.08	1.25	1.58
Licina	63.8	68	58	67	0.94	1.10	0.95
Metionina+	27.5	33(*)	16 (·)	35(**)	0.83	1.72(·)	0.78
Cistina							
Fenilalanina + Tirosina	69.3	40	35(· ·)	35	1.73	1.98(· ·)	1.98
Treonina	37.4	45	47	51	0.83	0.79	0.73
Triptofano	12.1	13	8	11	0.93	1.51	1.10
Valina	38.5	35	45	45	1.10	0.85	0.85
Requerimiento de proteína (g/kg/día)	1.10	-	-	-	(63)	(55)	(55)

\* FAO/OMS/UNU (1985);

\*\* Marcial y Vásconez (1988);

\*\*\*Imeri Velarde (1985); · Sólo Metionina (Collazos *et al.*, 1986) La Composición de los Alimentos Peruanos; Sólo Fenilalanina (Collazos *et al.*, 1986) La Composición de los Alimentos Peruanos. Índice de la calidad de proteínas en porcentaje.

**Tabla 5. Contenido de minerales (mg/g Materia Seca) en los granos andinos**

Minerales	Kiwicha*	Quinua**
Fósforo	570	387
Potasio	532	697
Calcio	217	127
Magnesio	319	270
Sodio	22	11.5
Hierro	21	12
Cobre	0.86	3.7
Manganeso	2.9	7.5
Zinc	3.4	4.8

Fuente: \* Bressani, 1990; \*\*Latinreco, 1990, promedio de diferentes autores y datos.

Los granos andinos tienen la ventaja de ser plantas con alto contenido de proteínas tanto en su grano como en sus hojas. El consumo de hojas tiernas es parte de los hábitos de los habitantes donde se producen estos granos. En la Tabla 6 puede observarse el análisis químico de hojas tiernas de diferentes variedades de quinua.

Finalmente la quinua contiene saponina, ésta confiere el carácter amargo y se encuentra ubicada en la primera membrana del episperma. Este glucósido podría afectar la biodisponibilidad de los nutrientes del grano.

**Tabla 6. Análisis químico de hojas tiernas de seis variedades de quinua.**

Variedad	% en materia seca	Cenizas proteína totales %	g % material seca
Sajama	12.7	27.1	21.9
Real de Bolivia	16.4	21.9	17.3
Blanca Real	15.1	24.2	23.7
Blanca Amarga	18.2	19.7	22.9
Cheweca	15.1	20.7	20.2
Tupiza	16.3	21.7	20.3

Fuente: Cornejo, 1976.

## Leguminosas: Tarwi

El tarwi o chocho (*Lupinus mutabilis*), es una leguminosa que tiene un alto contenido de alcaloides que le confieren un sabor amargo y afecta su biodisponibilidad de nutrientes si se le consume directamente sin extraer los alcaloides.

El grano de tarwi es rico en proteínas y grasa, como puede observarse en las Tablas 7 y 8 donde se presenta la evaluación biológica de la calidad de la proteína. La presencia de las concentraciones de los aminoácidos azufrados (metionina + cisteína) es una característica de esta leguminosa. El estudio realizado por Gross (1982), demuestra que al suplir 2% de metionina al tarwi se incrementó la Relación de Eficiencia de Proteína (PER), la Utilización Proteica Neta (UPN) y el Valor Biológico (VB) en ratas y en niños.

**Tabla 7. Composición química del tarwi, soya y frijol (g/100g)**

	Tarwi	Soya	Frijol
Proteína	44.3	33.4	22.0
Grasa	16.5	16.4	1.6
Carbohidrato	28.2	35.5	60.8
Fibra	7.1	5.7	4.3
Ceniza	3.3	5.5	3.6
Humedad (%)	7.7	9.2	12.0

Fuente: INCAP, 1975. Tabla de composición de alimentos para uso en América Latina.

**Tabla 8. Evaluación biológica de la calidad de la proteína de tarwi (%)**

	Ratas			Niños VB
	PER*	UPN**	VB***	
Tarwi	49.6	51.1	51.9	61.3
Tarwi + 0.2% Met.	87.2	84.6	89.6	84.8
Caseína	100.0	100.0	100.0	100.0

Fuente: Gross, 1982.

\* Relación de Eficiencia de Proteína

\*\* Utilización Proteica Neta

\*\*\* Valor Biológico

La Tabla 9 expresa la composición de ácidos grasos en el aceite de los Lupinus, la presencia de ácidos grasos esenciales en la composición: Acido linoleico (18:2, W6). El ácido alfa linolénico (18:2, W3) y el araquidínico (20:4, W6), asimismo la ausencia de ácido erúcico. La hidrogenación del aceite de tarwi que tiene un mayor contenido de linolenatos, presenta un problema de estabilidad. El índice de la relación eicosatrienoico (20:3, W9) y eicosatetraenoico (20:4, W6) corresponde 1.5 a 2.5, lo que reflejaría una deficiencia de ácidos grasos esenciales, si sólo se tuviera a los Lupinus como única fuente de ácidos grasos esenciales.

**Tabla 9. Composición de ácidos grasos del aceite de *L. mutabilis* amargo y semidulce y del *L. albus*, biovar astra (g/100 g)**

Acidos grasos	<i>L. mutabilis</i>		<i>L. albus</i> Biovar astra
	amargo	semi-dulce	
Mirístico	0.6	0.3	0.2
Palmítico	13.4	9.8	7.2
Palmitoleico	0.2	0.4	0.4
Esteárico	5.7	7.8	2.1
Oleico	40.4	53.9	57.3
Linoleico	37.1	25.9	21.3
Linolénico	2.9	2.6	8.2
Araquídico	0.2	0.6	1.3
Behénico	0.2	0.5	1.0
Erúcico	--	--	0.9
Cociente PIS	2.0	1.5	2.5

PIS- polisaturados/saturados.

Fuente: Gross, 1982.

La mezcla adecuada del tarwi con granos andinos ha permitido desarrollar una excelente complementación de aminoácidos, para mejorar el valor biológico y nutricional. La Tabla 10 muestra los resultados de las mezclas seleccionadas por Repo-Carrasco (1992).

Tabla 10. Resultados de pruebas biológicas de diferentes mezclas

Mezcla/Proporciones en %	PER* corregido	Digestibilidad aparente
1. Quinoa (61) Kiwicha (19) Frijol (20)	2.59	79.39
2. Quinoa (75) Cañihua (15) Haba (10)	2.36	79.20
3. Kiwicha (56) Arroz (44)	2.48	80.60
4. Tarwi (53) Kiwicha (47)	1.35	82.03
5. Tarwi (51) Cañihua (49) Caseína	1.34 2.50	83.77

Fuente: Repo-Carrasco, 1992.

\* Relación de Eficiencia de Proteína

## Tubérculos

La oca (*Oxalis tuberosa*), el ulluco (*Ullucus tuberosus*) y la mashua (*Tropaeolum tuberosum*) son buenas fuentes de energía por su alto contenido de almidones (carbohidratos), pero tienen un bajo contenido de proteínas y grasas. La Tabla 11 muestra la composición química de tubérculos andinos.

Tabla 11. Composición química de los tubérculos andinos (g/100 g)

	Oca	Isaño	Ulluco
Energía (kcal)	61.0	50.0	52.0
Proteína	1.0	1.5	1.1
Grasa	0.6	0.7	0.1
Carbohidratos	13.3	9.8	14.3
Fibra	1.0	0.9	0.8
Ceniza	1.0	0.6	0.8
Humedad (%)	84.1	87.4	83.7

Fuente: Collazos *et al.* 1975.

La comparación de aminoácidos y las proteínas de tubérculo se puede apreciar en la Tabla 12, y se observa su bajo contenido de aminoácidos esenciales que limitan la síntesis de proteínas tisulares en los preescolares y escolares, pero en el adulto las proteínas del ulluco y de la oca cubren los requerimientos.

**Tabla 12. Análisis de aminoácidos en la oca, la mashua y el ulluco (mg/g)**

Aminoácidos	Oca*	Mashua*	Ulluco**	Patrón de calificación FAO/OMS
Isoleucina	36.36	28.08	41.1	52.0
Leucina	53.63	46.53	49.0	70
Lisina	59.08	33.78	48.0	55
Metionina + Cisteina	25.45	27.90	30.5	35
Fenilalanina + Tirosina	31.81	49.41	59.5	60
Treonina	45.45	23.69	26.5	40
Triptofano	5.50	6.66	9.1	10
Valina	48.17	40.59	35.0	50

Fuente: \*PietiläyTapia, 1991; \*\*King y Gershofl, 1987 (promedio de 2 muestras).

El contenido de vitaminas y minerales se aprecia en la Tabla 13, el calcio, y las vitaminas A, B2 y C, son mayores que en la papa.

**Tabla 13. Contenido de nutrientes y micronutrientes en oca, isaño, ulluco y papa (100g de materiales húmedos)**

	Oca (a)	Isaño (a)	Ulluco (a)	Papa (b)
<b>Energía</b>	51.00	50.0	62.00	97.00
<b>Minerales</b>				
Calcio (mg)	22.00	12.00	3.00	10.00
Fósforo (mg)	36.00	29.00	28.00	50.00
Hierro (mg)	1.60	1.00	1.10	1.00
<b>Vitaminas</b>				
A (µg equiv. retinol)	1.26	10.04	3.77	Trazas
B 1 (mg)	0.05	0.10	0.05	0.11
B2 (mg)	0.13	0.12	0.03	0.04
Niacina (mg)	0.43	0.67	0.20	1.50
C (mg)	38.40	77.50	11.50	20.00

Fuente: (a) Collazos, 1975; (b) INCAP, 1975.

## Raíces

La achira (*Canna edulis*), la arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*), el yacón (*Polymnia sonchifolia*), el chago (*Mirabilis expansa*), la ahípa (*Pachyrrhizus ahípa*), la Maca (*Lepidium meyenii*), Son todas ellas fuentes de energía por su alto contenido de almidones completos y aceites. Además, son fuentes de vitaminas y minerales. La Tabla 14 nos proporciona la composición de nutrientes de las raíces.

Tabla 14. Contenido de nutrientes de raíces andinas

Cultivo	Energía kcal	Humedad %	Proteína (g)	Grasa (g)	Carboh. %	Fibra (mg)	Calcio (mg)	Fósforo (mg)	Hierro (mg)	Vit. A ER	B1 (mg)	B2 (mg)	Niacina (mg)	Vit. C (mg)	Ref.
Achira	126	70	2.7	0.1	25.7	0.8	35	33	9.3	8			0.66		b
Arracacha	109	71.9	12	0.2	25.8	0.8	17	41	1.2	43	0.06	0.12	0.46	18	b
Ahipa	129	63.8	2.1	0.3	31.4	2.4	33	30	0.7	Trazas	0.04	0.07	0.73	8	b
Chago		59.3	4.4	0.1	33.1	1.0	283	111	0.1						c
Maca	104	72.1	3.9	0.5	21.9	-	72	53	4.3		0.05	0.11		0.8	d
Yacón	54	86.6	0.3	0.3	12.3	0.3	23	21	0.3	10	0.02	0.11	0.34		a

**Fuente:** (a) Collazos *et al.*, 1975. (b) Ministerio de Previsión Social y Salud Pública. Tabla de Composición de Alimentos. Publicaciones SVEN. La Paz. Bolivia; (c) Montenegro, L. y S. Pebe (1988). Evaluación de nutrientes en tres variedades de *Mirabilis expansa* "Chago". Actas del VI Congreso Internacional sobre Cultivos Andinos. Quito – Ecuador; (d) Escuela Comunal Rodante "Auqui" (ECRA). (1983). Alimentación Popular: Tabla de los Alimentos Peruanos. Huancayo - Perú.

## Frutales andinos

El alto contenido de vitaminas se puede apreciar en la Tabla 15, donde cabe resaltar al aguaymanto (*Physalis peruviana*) por su alto contenido de vitamina A.

Tabla 15. Vitaminas presentes en algunos frutales andinos

Frutal	Vit. A µg equiv. Retinol	B1 (mg)	B2 (mg)	Niacina (rng)	Vit. C (mg)
Aguaymanto (a)	243	0.10	0.03	1.70	43.0
Pepino dulce (b)	28	0.04	0.05	0.58	29.7
Tomate de árbol (c)	77	0.10	0.30	1.07	29.0
Tumbo (b)	159	0.02	0.11	4.56	66.7

Fuente: (a) National Research Council, 1989; (b) Tabla de valor nutritivo de los alimentos peruanos. Collazos, 1975; (c) MSP, ININMS, Ecuador, Composición química de los alimentos ecuatorianos.

## Referencias bibliográficas

- Collazos, Q. *et al.* 1975. La Composición de los Alimentos Peruanos. Ministerio de Salud. Lima - Perú.
- Cornejo, G. 1976. Hojas de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) fuente de proteína. En: Convención Internacional de Chenopodiaceas. 2da. Potosí, Bolivia. 26-29 abril. IICA. Serie informes de conferencias, cursos y reuniones. No. 96. Bolivia. Pp. 177-180.
- Gross, R. 1982. Situación Actual de la Investigación Alimentaria del lupino. Proyecto Lupino. I Instituto Nacional de Nutrición. Lima - Perú. Int. N° 8:142-167.
- Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá, 1975. Tabla de composición de alimentos para uso en América Latina. Guatemala, Guatemala. INCAP.
- King, S.; S. Gerhoff. 1986. Evaluación Nutritiva de tres Tubérculos Andinos. Anales del V Congreso Internacional de Sistemas Agropecuario Andinos. Puno Perú.
- Latinreco. (1990). Quinua-Hacia su cultivo comercial. Latinreco S.A. Quito, Ecuador.
- Minka. 1995. Frutales Andinos. N° 39
- Pietila, L.; M. Tapia, M. 1991. Investigaciones sobre Ulluco. Turka, Finlandia.
- Repo-Carrasco, R. 1992. Cultivos Andinos y la Alimentación Infantil. Serie Investigaciones N° 1 del CCTA. Lima - Perú.
- Tapia, M. 1990. Cultivos Andinos Sub-explotados y su aporte a la Alimentación. FAO, Santiago de Chile.
- Tapia, M. 1993. Semillas Andinas. El Banco de Oro. CONCYTEC. Lima - Perú.

## Anexos

### A. Efecto complementario de la proteína del tarwi con diferentes proteínas vegetales

Fuente protéica	PER (% caseína)
Tarwi crudo	37.1
Tarwi autoclavado	48.2
Tarwi-quinua (33:66)	95.2
Tarwi-avena (50:50)	86.4
Tarwi-maíz (50:50)	84.8
Tarwi-arroz (50:50)	83.2
Tarwi-trigo (33:66)	81.2
Tarwi-cebada (50:50)	80.0
Tarwi-quinua-cebada (33:33:33)	100.8
Tarwi-quinua-arroz (33:33:33)	100.4
Tarwi-quinua-maíz (33:33:33)	96.8
Tarwi-quinua-avena (33:33:33)	95.6
Tarwi-maíz-avena (33:33:33)	89.2
Caseína	100.0

Fuente: Gross, 1982.

### B. Resumen del contenido nutricional del ulluco, basado en peso seco (Blanco, 1978; Calzada y Mantari, 1954; Cortés, 1985 y Gershoff, 1987) y de la comparación ulluco-papa, en base a peso fresco (Calzada y Mantari, 1954)

	Máx.	Comparación	
		Ulluco	Papa
Humedad (%)	87.6	84.2	75.3
Materia seca (%)	16.3		
Proteínas (%)	15.7	0.8	2.4
Carbohidratos (%)	89.9	14.2	20.4
Grasas (%)	1.4	0.1	0.2
Cenizas (%)	5.7	0.7	1.7
Fibras (%)	16.1	0.9	0.6
Calorías/100g	381.0	60.0	91.0
Calcio (‰)	6.0		
Fósforo (‰)	78.0		
Hierro (‰)	0.4		
Caroteno (‰*)	0.0		
Tiamina (‰)	0.07		
Riboflavina (O/w)	0.04		
Niacina (‰)	1.98		
Ac. ascórbico (N)	15.40		

Fuente: Pietila y Tapia, 1991.